



**Universidad Nacional Mayor de San Marcos**

**Universidad del Perú. Decana de América**

**Facultad de Ciencias Biológicas**

**Escuela Profesional de Ciencias Biológicas**

**Nematofauna de dos especies de roedores del género**

***Akodon* Meyen, 1833**

**TESIS**

Para optar el Título Profesional de Bióloga con mención en  
Zoología

**AUTOR**

Isabel Mercedes CENTENO RAMOS

**ASESOR**

Lidia Rosa SÁNCHEZ PÉREZ

Lima, Perú

2018



Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

## Referencia bibliográfica

---

Centeno, I. (2018). *Nematofauna de dos especies de roedores del género Akodon Meyen, 1833*. [Tesis de pregrado, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Ciencias Biológicas, Escuela Profesional de Ciencias Biológicas]. Repositorio institucional Cybertesis UNMSM.

---



**Universidad Nacional Mayor de San Marcos**  
(Universidad del Perú, Decana de América)

**FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**

**ACTA DE SESIÓN PARA OPTAR AL TÍTULO PROFESIONAL DE  
BIÓLOGA CON MENCIÓN EN ZOOLOGÍA ✓  
(MODALIDAD: SUSTENTACIÓN DE TESIS)**

Siendo las 16:07 horas del 17 de octubre de 2018, en el Salón de Grados de la Facultad de Ciencias Biológicas y en presencia del jurado formado por los profesores que suscriben, se dio inicio a la sesión para optar al Título Profesional de Bióloga con mención en **Zoología** de **ISABEL MERCEDES CENTENO RAMOS**. ✓

Luego de dar lectura y conformidad al expediente N° 027-EPCB-2018, la titulando expuso su tesis: **"NEMATOFAUNA DE DOS ESPECIES DE ROEDORES DEL GÉNERO *Akodon* MEYEN, 1833"** y el Jurado efectuó las preguntas del caso calificando la exposición con la nota 19, calificativo: Aprobada con máxima honra.

Finalmente, el expediente será enviado a la Escuela Profesional de Ciencias Biológicas y al Consejo de Facultad para que se apruebe otorgar el Título Profesional de Bióloga con mención en **Zoología** a **ISABEL MERCEDES CENTENO RAMOS** y se eleve lo actuado al Rectorado para conferir el respectivo título, conforme a ley.

Siendo las 17:20 horas se levantó la sesión.

Ciudad Universitaria, 17 de octubre de 2018.

  
Mg. ROSA MARTINEZ ROJAS  
(PRESIDENTA)

  
Blga. LIDIA SANCHEZ PEREZ  
(ASESORA)

  
Dr. JUAN JIMENEZ CHUNGA  
(MIEMBRO)

  
Blgo. RUPERTO SEVERINO LOPEZ  
(MIEMBRO)



*A mi amada familia, por todo  
su esfuerzo y el apoyo brindado.*

## AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mis más sinceros agradecimientos a todas aquellas personas que me han apoyado y contribuido para que este trabajo culmine exitosamente. Son parte de mi crecimiento profesional y ejemplos de superación de quienes he podido aprender a no rendirme y seguir adelante para cumplir mis objetivos.

En primer lugar, agradezco a mis padres, Alejandrina y Julián por todo su cariño y por apoyarme en cada decisión que he tomado, son mi motivación y ejemplo a seguir. Gracias por permitirme estudiar la carrera de Biología y formarme en esta prestigiosa universidad. A mis hermanos mayores Luis, Ana, David, Joana y José que siempre me han sabido aconsejar y demostrar que los problemas no son obstáculos para continuar y conseguir nuestras metas.

A mi asesora de tesis, la Blga. Lidia Sánchez Pérez por su paciencia, sus enseñanzas y la confianza depositada en mí para realizar este trabajo de investigación. Sus conocimientos y su experiencia en el área, me inspiraron e impulsaron a persistir y acabar satisfactoriamente. Al Programa de Promoción de Tesis de Pregrado – 2017 de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos por el financiamiento parcial de la tesis.

Al Dr. Víctor Pacheco Torres por la confianza, las revisiones de mi proyecto de tesis, y por la oportunidad de participar en los viajes de colecta de los roedores analizados para este estudio, como parte de su proyecto “*Rol de los Andes y de barreras biogeográficas como el origen de la gran megadiversidad de mamíferos del Perú*”; financiado parcialmente por el Programa Nacional de Innovación para la Competitividad y Productividad (Innóvate Perú), de acuerdo al Contrato N° 402-PNICP-PIBA-2014.

Me gustaría agradecer también a todos mis profesores de la Escuela Profesional de Ciencias Biológicas, que durante mis estudios universitarios, con sus conocimientos me

enseñaron las pautas necesarias para mi formación académica. A la Mg. Olga Bracamonte Guevara, con quien trabajé en su grupo de estudio, “Agrupación para el Desarrollo y la Conservación Ambiental (ADCA)”, que me permitió formarme y guiarme en el desarrollo de la investigación. Al Blgo. Ruperto Severino, al Dr. Juan Jiménez y a la Mg. Rosa Martínez por las revisiones en mi borrador de tesis.

A Nadia Espinoza, Raisa Araipoma, Oscar Centi y Luz Segura, miembros del Departamento de Mastozoología del Museo de Historia Natural - UNMSM con quienes compartí gratos momentos durante los viajes de colecta. A Dennisse Ruelas por las correcciones del resumen, la dedicación mostrada en la planificación y desarrollo de los viajes y por el apoyo brindado para que pueda tener todo lo necesario para culminar mi tesis.

A mis queridos amigos Carolina Córdova, Ronald Tarazona, Sofía Reyes, Stefany Quiñones, Lizeth Padilla, Yomara Romero, Liscely Tumi, Angelo Aguilar, Zuccetti Galecio, Gabriela Sanabria y Antony Cuya con quienes he compartido muchas horas de estudio y momentos de alegría. A Enzo Díaz por confiar en mí, por los buenos consejos, las llamadas de atención y su optimismo que me han impulsado a seguir con mis objetivos. A Mercedes Molina, una gran amiga con quien he compartido gran parte de mi vida universitaria y los viajes de colecta para nuestras tesis, gracias por siempre ayudarme.

A Nicolás Tarmeño y Jhoe Reyes por las muchas anécdotas vividas y por sus palabras de ánimo que me permitieron sobrellevar cada problema que se me presentaba. Gracias por su amistad que a pesar de la distancia la hemos podido mantener y cultivar día a día.

A mi querida amiga Gisela Gómez por los consejos brindados, los gratos momentos y por siempre estar presente en las situaciones más difíciles. A Brian Tinoco por su amistad y el apoyo desinteresado que muestra para ayudar a los demás.

A todos los miembros del Museo de Historia Natural de la UNMSM por el buen trato y los agradables momentos compartidos durante el desarrollo de la tesis. A mis estimados amigos y colegas del Departamento de Protozoología, Helmintología e Invertebrados Afines del Museo de Historia Natural – UNMSM. A Katherine Alvarez y Andrea Polo por compartir inolvidables anécdotas en campo y muchas horas de amena compañía trabajando en el departamento. A Elsie Espinoza, Ángel Romani, Jesús Chacaliaza, Diego Carbajal, Ángela Miranda, Augusto Morales, Doris Florindez, Beatriz Suyo y Rita Avalos por hacer grata mi estadía en el departamento y por los imborrables momentos compartidos. A Luis Moreno por ayudarme en los viajes de colecta y por compartir muchos logros y dificultades que hemos sabido sobrellevar y concluir con éxito. Y finalmente, a David Valencia por su apoyo incondicional y por ser una maravillosa persona, gracias por confiar en mí y ser quien me impulsa a persistir en mis sueños.

A todos ustedes mi mayor reconocimiento y gratitud.

## ÍNDICE GENERAL

LISTA DE TABLAS .....	I
LISTA DE GRÁFICAS .....	III
LISTA DE FIGURAS .....	V
LISTA DE ANEXOS .....	VII
RESUMEN .....	VIII
SUMMARY .....	IX
1. INTRODUCCIÓN .....	1
2. MARCO TEÓRICO .....	3
3. OBJETIVOS .....	14
4. MATERIALES Y MÉTODOS .....	15
5. RESULTADOS .....	22
5.1. ESPECIES .....	23
<i>Syphacia carlitosi</i> .....	23
<i>Trichuris</i> cf. <i>peromysci</i> .....	31
<i>Protopirura numidica</i> .....	37
<i>Stilestrongylus</i> sp. ....	44
<i>Viannella trichospicula</i> .....	50
<i>Pterygodermatites</i> ( <i>Paucipectines</i> ) <i>azarai</i> .....	55

<i>Pterygodermatites (Paucipectines) sp1.</i>	60
<i>Pterygodermatites (Paucipectines) sp2.</i>	64
5.2 DATOS ESTADÍSTICOS	68
6. DISCUSIÓN	95
6.1. ESPECIES	95
6.2. ANÁLISIS ESTADÍSTICO DE LA NEMATOFAUNA	103
7. CONCLUSIONES	107
8. RECOMENDACIONES	109
9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	110
ANEXOS	X

## LISTA DE TABLAS

<b>TABLA 1.</b> Lista de especies de nematodos registrada por hospedero.....	22
<b>TABLA 2.</b> Número de roedores <i>A. orophilus</i> colectados de Amazonas en relación a su parasitosis.....	68
<b>TABLA 3.</b> Número de roedores <i>A. subfuscus</i> colectados de Arequipa en relación a su parasitosis.....	68
<b>TABLA 4.</b> Nematodos colectados en <i>A. orophilus</i> y <i>A. subfuscus</i> de las regiones de Amazonas y Arequipa respectivamente. ....	69
<b>TABLA 5.</b> Conteo de parásitos de acuerdo al sexo del hospedero <i>A. orophilus</i> de Amazonas.....	70
<b>TABLA 6.</b> Conteo de parásitos de acuerdo al sexo del hospedero <i>A. subfuscus</i> de Arequipa.....	72
<b>TABLA 7.</b> Individuos colectados de <i>A. orophilus</i> según las localidades de muestreo de Amazonas y el sexo del hospedero.....	74
<b>TABLA 8.</b> Individuos colectados de <i>A. subfuscus</i> según las localidades de muestreo de Arequipa y el sexo del hospedero. ....	75
<b>TABLA 9.</b> Individuos parasitados y no parasitados de <i>A. orophilus</i> de Amazonas en relación a su talla y sexo.....	76
<b>TABLA 10.</b> Individuos parasitados y no parasitados de <i>A. subfuscus</i> de Arequipa en relación a su talla y sexo.....	77
<b>TABLA 11.</b> Individuos parasitados y no parasitados de <i>A. orophilus</i> de Amazonas en relación a su peso y sexo.....	79

<b>TABLA 12.</b> Individuos parasitados y no parasitados de <i>A. subfuscus</i> de Arequipa en relación a su peso y sexo. ....	80
<b>TABLA 13.</b> Frecuencia parasitaria en relación a la talla de <i>A. orophilus</i> de Amazonas...	83
<b>TABLA 14.</b> Frecuencia parasitaria en relación a la talla de <i>A. subfuscus</i> de Arequipa....	84
<b>TABLA 15.</b> Frecuencia parasitaria en relación al peso de <i>A. orophilus</i> de Amazonas. ...	86
<b>TABLA 16.</b> Frecuencia parasitaria en relación al peso de <i>A. subfuscus</i> de Arequipa. ....	87
<b>TABLA 17.</b> Frecuencia parasitaria de <i>A. orophilus</i> por localidades de muestreo en la región de Amazonas. ....	89
<b>TABLA 18.</b> Frecuencia parasitaria de <i>A. subfuscus</i> por localidades de muestreo en la región de Arequipa. ....	90
<b>TABLA 19.</b> Número de roedores <i>A. orophilus</i> de Amazonas con monoparasitismo e infecciones múltiples, según el sexo. ....	92
<b>TABLA 20.</b> Número de roedores <i>A. subfuscus</i> de Arequipa con monoparasitismo e infecciones múltiples, según el sexo. ....	92
<b>TABLA 21.</b> Prevalencia de parásitos en <i>A. orophilus</i> de Amazonas y <i>A. subfuscus</i> de Arequipa.....	93
<b>TABLA 22.</b> Intensidad media y abundancia de parásitos en <i>A. orophilus</i> de Amazonas y <i>A. subfuscus</i> de Arequipa.....	94



## LISTA DE GRÁFICAS

<b>GRÁFICA 1.</b> Porcentaje de nematodos encontrados en hembras de <i>A. orophilus</i> de Amazonas.....	71
<b>GRÁFICA 2.</b> Porcentaje de nematodos encontrados en machos de <i>A. orophilus</i> de Amazonas.....	71
<b>GRÁFICA 3.</b> Porcentaje de nematodos encontrados en hembras de <i>A. subfuscus</i> de Arequipa.....	72
<b>GRÁFICA 4.</b> Porcentaje de nematodos encontrados en machos de <i>A. subfuscus</i> de Arequipa.....	73
<b>GRÁFICA 5.</b> Individuos colectados de <i>A. orophilus</i> según las localidades de muestreo de Amazonas y el sexo del hospedero.....	74
<b>GRÁFICA 6.</b> Individuos colectados de <i>A. subfuscus</i> según las localidades de muestreo de Arequipa y el sexo del hospedero. ....	75
<b>GRÁFICA 7.</b> Individuos parasitados y no parasitados de <i>A. orophilus</i> de Amazonas en relación a su talla y sexo. ....	77
<b>GRÁFICA 8.</b> Individuos parasitados y no parasitados de <i>A. subfuscus</i> de Arequipa en relación a su talla y sexo. ....	78
<b>GRÁFICA 9.</b> Individuos parasitados y no parasitados de <i>A. orophilus</i> de Amazonas en relación a su peso y sexo. ....	79
<b>GRÁFICA 10.</b> Individuos parasitados y no parasitados de <i>A. subfuscus</i> de Arequipa en relación a su peso y sexo. ....	80

<b>GRÁFICA 11.</b> Frecuencia parasitaria en relación a la talla de <i>A. orophilus</i> de Amazonas.	85
<b>GRÁFICA 12.</b> Frecuencia parasitaria en relación a la talla de <i>A. subfuscus</i> de Arequipa....	85
<b>GRÁFICA 13.</b> Frecuencia parasitaria en relación al peso de <i>A. orophilus</i> de Amazonas. ...	88
<b>GRÁFICA 14.</b> Frecuencia parasitaria en relación al peso de <i>A. subfuscus</i> de Arequipa. ....	88
<b>GRÁFICA 15.</b> Frecuencia parasitaria de <i>A. orophilus</i> por localidades de muestreo en la región de Amazonas. ....	91
<b>GRÁFICA 16.</b> Frecuencia parasitaria de <i>A. subfuscus</i> por localidades de muestreo en la región de Arequipa. ....	91

## LISTA DE FIGURAS

<b>FIGURA 1.</b> <i>A. orophilus</i> colectado en la región de Amazonas.....	8
<b>FIGURA 2.</b> <i>A. subfuscus</i> colectado en la región de Arequipa.....	9
<b>FIGURA 3.</b> HEMBRA DE <i>S. carlitosi</i> .- Individuo completo.....	26
<b>FIGURA 4.</b> HEMBRA DE <i>S. carlitosi</i> .- (A) Extremo apical; (B) Detalles del poro excretor. ... .....	27
<b>FIGURA 5.</b> HEMBRA DE <i>S. carlitosi</i> .- (A) Extremo caudal; (B) Huevo operculado.....	28
<b>FIGURA 6.</b> MACHO DE <i>S. carlitosi</i> .- Individuo completo.....	29
<b>FIGURA 7.</b> MACHO DE <i>S. carlitosi</i> .- (A) Extremo apical; (B) Extremo caudal.....	30
<b>FIGURA 8.</b> HEMBRA DE <i>T cf. peromysci</i> .- (A) Individuo completo; (B) Huevo. ....	34
<b>FIGURA 9.</b> HEMBRA DE <i>T cf. peromysci</i> .- Detalles de la vulva.....	35
<b>FIGURA 10.</b> MACHO DE <i>T cf. peromysci</i> .- Extremo caudal.....	36
<b>FIGURA 11.</b> HEMBRA DE <i>P. numidica</i> .- Extremo apical.....	39
<b>FIGURA 12.</b> HEMBRA DE <i>P. numidica</i> .- (A) Detalles del extremo apical; (B) Extremo caudal. ....	40
<b>FIGURA 13.</b> HEMBRA DE <i>P. numidica</i> .- (A) Detalles de la vulva; (B) Huevo.....	41
<b>FIGURA 14.</b> MACHO DE <i>P. numidica</i> .- Extremo caudal. ....	42
<b>FIGURA 15.</b> MACHO DE <i>P. numidica</i> .- Región posteroventral. ....	43
<b>FIGURA 16.</b> MACHO DE <i>Stilestrongylus sp.</i> .- (A) Extremo apical; (B) Extremo caudal. .	47

<b>FIGURA 17.</b> MACHO DE <i>Stilestrongylus sp.</i> - (A) Lóbulo izquierdo; (B) Lóbulo derecho; (C) Rayo dorsal. ....	48
<b>FIGURA 18.</b> HEMBRA DE <i>Stilestrongylus sp.</i> - Extremo caudal. ....	49
<b>FIGURA 19.</b> MACHO DE <i>V. Trichospicula</i> .- (A) Extremo apical; (B) Extremo caudal. ....	53
<b>FIGURA 20.</b> MACHO DE <i>V. trichospicula</i> .- Bursa caudal. ....	54
<b>FIGURA 21.</b> MACHO DE <i>P. (Paucipectines) azarai</i> .- Extremo apical. ....	58
<b>FIGURA 22.</b> MACHO DE <i>P. (Paucipectines) azarai</i> .- Extremo caudal. ....	59
<b>FIGURA 23.</b> MACHO DE <i>P. (Paucipectines) sp1</i> .- Extremo apical. ....	62
<b>FIGURA 24.</b> MACHO DE <i>P. (Paucipectines) sp1</i> .- Extremo caudal. ....	63
<b>FIGURA 25.</b> MACHO DE <i>P. (Paucipectines) sp2</i> .- Extremo apical. ....	66
<b>FIGURA 26.</b> MACHO DE <i>P. (Paucipectines) sp2</i> .- Extremo caudal. ....	67

## LISTA DE ANEXOS

<b>ANEXO 1.</b> Área de muestreo en la región de Amazonas y la región de Arequipa. ....	XI
<b>ANEXO 2.</b> Datos morfométricos de los hospederos colectados. ....	XII
<b>ANEXO 3.</b> Protocolo de Mills para la obtención de datos reproductivos y medidas estándar de los roedores. ....	XVII
<b>ANEXO 4.</b> Protocolo de Herbreteau. ....	XIX
<b>ANEXO 5.</b> Protocolo descrito por Justine, 2012. ....	XXI
<b>ANEXO 6.</b> Fotos tomadas con el Microscopio Electrónico de Barrido. ....	XXIII

## RESUMEN

Los roedores del género *Akodon* son uno de los más numerosos. Se encuentran ampliamente distribuidos en Sudamérica, reconociéndose 40 especies de las cuales 16 están registradas para Perú. Diversos autores han contribuido con el reporte de las diferentes especies de nematodos como para *Akodon boliviensis* en Puno, *A. mollis* en Ancash y una especie no determinada en Cusco. A pesar de ser un género común en ecosistemas de tierras altas como Yungas y Puna tanto en ecosistemas prístinos como perturbados, es poco lo que se conoce sobre su nematofauna debido a la escasa información y reportes no publicados. Este estudio tiene como finalidad contribuir al conocimiento de la nematofauna de dos especies del género *Akodon* reportados en Perú. Entre los meses de mayo y junio del 2016 capturamos 35 especímenes de *Akodon orophilus*, en la región de Amazonas y 162 de *A. subfuscus* en la región de Arequipa. Las vísceras fueron extraídas y fijadas en agua caliente y luego conservadas en alcohol de 96%. Determinamos las especies mediante el aclaramiento de los nematodos con lactofenol de Amman, el montaje en láminas temporales para la observación bajo el microscopio óptico y en algunos casos el análisis de fotografías obtenidas con Microscopía Electrónica de Barrido. En *A. orophilus* identificamos siete especies de nematodos mientras que en *A. subfuscus* cuatro especies. Además, registramos a ambas especies como nuevos hospederos de *Syphacia carlitosi*, *Pterygodermatites azarai* y *Protospirura numidica*. Por otro lado, *Stilestrongylus* sp., *Trichuris* cf. *peromysci* y *Viannella trichospicula* son nuevos reportes para *A. orophilus*. Los géneros *Syphacia*, *Stilestrongylus*, *Trichuris*, *Pterygodermatites* y *Viannella* son nuevos registros para el género *Akodon* en nuestro país.

Palabras claves: Nematofauna, *A. orophilus*, *A. subfuscus*, Amazonas, Arequipa

## SUMMARY

The rodents of the genus *Akodon* are one of the most numerous. They are widely distributed in South America, recognizing 40 species of which 16 are registered for Peru. Several authors have contributed with the report of the different species of nematodes such as for *Akodon boliviensis* in Puno, *A. mollis* in Ancash and an undetermined species in Cusco. Despite being a common genus in highland ecosystems such as Yungas and Puna in both pristine and disturbed ecosystems, little is known about their nematofauna due to scarce information and unpublished reports. The purpose of this study is to contribute to the knowledge of the nematofauna of two species of the genus *Akodon* reported in Peru. Between the months of May and June 2016 we captured 35 specimens of *Akodon orophilus*, in the region of Amazonas and 162 of *A. subfuscus* in the region of Arequipa. The viscera were extracted and fixed in hot water and then preserved in 96% alcohol. We determined the species by clearing the nematodes with lactophenol of Amman, the assembly in temporary sheets for observation under the optical microscope and in some cases the analysis of photographs obtained with Scanning Electron Microscopy. In *A. orophilus* we identified seven species of nematodes while in *A. subfuscus* we found four species. In addition, we registered both species as new hosts of *Syphacia carlitosi*, *Pterygodermatites azarai* and *Protospirura numidica*. On the other hand, *Stilestrongylus* sp., *Trichuris* cf. *peromysci* and *Viannella trichospicula* are new reports for *A. orophilus*. The genera *Syphacia*, *Stilestrongylus*, *Trichuris*, *Pterygodermatites* and *Viannella* are new records for the genus *Akodon* in our country.

Key words: Nematofauna, *A. orophilus*, *A. subfuscus*, Amazonas, Arequipa

## 1. INTRODUCCIÓN

Los parásitos se encuentran entre los organismos más diversos en la Tierra y desempeñan un papel importante en las comunidades naturales (Windsor ,1998). El éxito en la colonización de una especie hospedera depende de diferentes factores como las condiciones ambientales, la edad, el sexo, el comportamiento y el estado inmune de los hospederos (Tompkins et al., 2001; Gunn y Irvine, 2003; Poulin y Morand, 2004; Irvine, 2006). Sin embargo las actividades humanas pueden alterar estas interacciones conduciendo generalmente a la reducción o posiblemente al aumento de la riqueza y la diversidad de las comunidades parasitarias (King et al., 2007; Froeschke y Matthee, 2014); y consecuentemente en el surgimiento del riesgo de transmisión de las enfermedades de animales silvestres a los seres humanos (Keesing et al., 2009).

Por su vasta distribución, los roedores son hospederos de diversos parásitos como los nematodos, que presentan un potencial zoonótico para la salud humana. El género *Akodon* se encuentra ampliamente distribuido en Sudamérica y viven en una gran variedad de hábitats como la Puna, el Páramo, los bosques montanos tropicales y subtropicales, pampas de hierbas, valles Andinos secos, entre otros (Gardner et al., 2015); pudiendo estar también en ambientes domésticos y peridomésticos más cerca al hombre que otras especies de roedores (Pacheco, V. comm., pers.). Sin embargo, el conocimiento de su nematofauna en nuestra región, incluyendo el Perú es muy limitado.

En nuestro país se han registrado 16 especies de roedores *Akodon* (Pacheco et al. 2009; Jiménez y Pacheco, 2013 y Jiménez y Pacheco, 2016) subdivididos en dos grupos (*aerosus* y *boliviensis*) por análisis fenéticos y filogenéticos del género (Jayat et al., 2010). Los miembros del grupo *aerosus* ocupan los bosques tropicales enanos y altos a lo largo de las laderas de los Andes y solo la especie *Akodon albiventer* Thomas, 1897 está



presente en el altiplano, mientras que los miembros del grupo *boliviensis* se distribuyen principalmente en los andes centrales (Coyner et al., 2013).

En los meses de mayo y junio del 2016, se capturaron diferentes roedores, entre ellos dos especies del género *Akodon*: *A. orophilus* y *A. subfuscus* en las regiones de Amazonas y Arequipa respectivamente, usando trampas de captura viva tipo Sherman. Los órganos internos de los roedores sacrificados fueron fijados en agua caliente y preservados en Alcohol 96°, posteriormente se colectaron sus nematodos y se aclararon con Latofenol de Amman en láminas temporales para su identificación taxonómica. El roedor *A. orophilus* pertenece al grupo *aerosus*, mientras que *A. subfuscus* es del grupo *boliviensis*, esto permite evaluarlos en base a un contexto filogenético, con el fin de comprobar si los dos clados *aerosus* y *boliviensis* presentan diferencias y/o semejanzas en su nematofauna. El presente trabajo contribuye al conocimiento de los nematodos parásitos presentes en el género *Akodon*, lo que permitirá saber si el roedor desempeña un rol como reservorios de parásitos zoonóticos.

## 2. MARCO TEÓRICO

### 2.1. SOBRE EL PARÁSITO

Se han descrito más de 25,000 especies de nematodos, incluyendo unos 10,000 nematodos marinos y terrestres de vida libre, 3,500 parásitos de invertebrados y 12,000 nematodos parásitos de vertebrados (Poulin y Morand, 2000; Hugot et al., 2001), asignándolos a más de 2270 géneros y 256 familias (Anderson, 2009) aproximadamente; por lo cual se le considera al phylum nematoda el más diverso después de Arthropoda. (Morand, 2006).

Los nematodos tienen un desarrollo uniforme y una estructura anatómica simple, pero muestran una gran diversidad de ciclo de vida con transmisión directa (monoxénico) e indirecta (heteroxénico). A pesar de la diversidad y, a veces, la complejidad de los ciclos de vida de los nematodos, todos ellos pueden relacionarse con el mismo patrón básico de dos fases. La primera fase tiene lugar dentro del hospedador definitivo donde normalmente ocurre la maduración y la reproducción, y la fase pre-parásita ocurre como una larva de vida libre en el ambiente externo o dentro de un hospedador intermediario. Aunque rara vez causan la muerte del hospedero, los nematodos tienen la capacidad de alterar tanto la fisiología como el comportamiento de sus hospedadores y pueden regular su dinámica poblacional. Sin embargo, muy pocas especies de nematodos han servido como modelos de laboratorio para investigar las interacciones parásito – hospedero y las enfermedades que afectan a los seres humanos o a los animales domésticos. Read y Sharping (1995) mostraron que la migración de tejidos es un rasgo selectivamente ventajoso para algunos nematodos. Las especies que emprenden la migración en los tejidos del hospedero durante su desarrollo larval retrasan su maduración y tienden a crecer más que aquellas que se desarrollan directamente en el intestino. (Morand, 2006).

Las rutas de infección por nematodos son varias (Adamson, 1986 y Anderson, 1988) e incluyen las siguientes:

- **Penetración de la piel** por larvas infectantes del tercer estadio en Rhabditida (*Strongyloides spp.*) y en algunos Trichostrongylidae de roedores (*Nippostrongylus brasiliensis*).
- **Ingestión oral de los huevos** que contienen la fase infecciosa en Trichuridae y en Oxyuroidea.
- **Ingestión de la larva L3** infecciosa contenida en los tejidos de los hospederos intermediarios en grupos heteroxenos Metastrongyloidea y Spirurida.
- **Inyección de la larva infecciosa L3** por vectores artrópodos chupadores de sangre en Filarioidea.
- **Ingestión de huevos por coprofagia** en roedores y lagomorfos en Oxyuroidea.
- **Ingestión de huevos por auto-aseo** en Oxyuroidea, Trichostrongylidae y Muspiceoidea.
- **Ingestión de la carne infectada** a través del canibalismo y la recolección en algunos Capillariidae y Trichinellidae, con la misma especie de mamífero sirviendo como hospedero definitivo e intermediario.
- **Autoinfección con ciclos internos** en Strongyloididae (*Strongyloides spp.*).
- **Transmisión transplacentaria y transmamaria** en *Strongyloides spp.* y *Toxocara*.

#### Oxyuridae Chabaud, 1974

Los nematodos Oxyuridae son parásitos principalmente de mamíferos, pero se hallan también en invertebrados, anfibios y aves. Son estrictamente monoxenos, y su transmisión y desarrollo es similar en sus hospedadores invertebrados y vertebrados (Anderson, 2009). Miembros de la familia Oxyuridae son distinguidos de otros Oxyuroidea basados en caracteres genitales como una reducción en el número de papilas genitales y la diferenciación de piezas genitales cuticularizadas, y caracteres cefálicos como la reducción de los dientes faríngeos y el desarrollo de estructuras labiales e interlabiales (Liu, 2012). Estudios sobre la biología, biogeografía y filogenia de algunos géneros de esta familia y sus hospederos han mostrado que la distribución de estos parásitos está relacionada con los patrones filogenéticos de sus hospedadores (Hugot, 1991).

#### Trichuridae Ransom, 1911

Los nematodos Trichuridae son parásitos de todos los grupos de vertebrados, principalmente aves y mamíferos. Estos nematodos presentan ciclos monoxenos y heteroxenos (Anderson, 2009). Son conocidos como "gusanos látigo" porque tienen un extremo posterior ancho y corto y un extremo anterior similar a un látigo muy largo. Miembros de la familia Trichuridae son caracterizados por tener un esófago que está rodeado por células glandulares o stichocitos, este patrón esofageal es llamado también esófago stichosomal (Liu, 2012).

#### Spiruridae Oerley, 1885

Los nemátodos de la familia Spiruridae es representada por tres géneros, todos heteroxenos y parásitos de la mucosa del esófago y estómago de sus hospederos: *Paraspirura* – parásitos de reptiles; *Spirura* y *Protospirura* - parásitos de mamíferos, (Smales et al., 2009). Se caracterizan por su tamaño moderado; alas laterales presentes o

ausentes y boca con dos labios simples o trilobulados, considerados como pseudolabios formados por la eversión de la cápsula bucal. En ocasiones presentan además un pequeño labio dorsal y uno ventral llamados interlabios; cápsula bucal cilíndrica y quitinizada. En la región posterior de los machos hay alas caudales bien desarrolladas con papilas pedunculadas y/o sésiles con las espículas generalmente desiguales. En la hembra la vulva se localiza generalmente en posición ventral y hacia la mitad del cuerpo (Campos, 1977).

#### Heligmonellidae Durette-Desset & Chabaud, 1977

En los Trichostrongylina, el sinlopho o las crestas cuticulares presentes a lo largo del cuerpo del nematodo, es la principal característica utilizada en la identificación de los géneros. Muy a menudo, las otras características como el patrón de la bursa caudal o el ovejector de la hembra son similares en diferentes géneros. De los cinco patrones principales reconocidos entre los Trichostrongylina tratados por Durette-Desset (1985), solo se observaron tres patrones en Heligmonellidae: 2-3, 2-2-1 y 1-3-1. (Durette-Desset, 2010)

#### Viannaiidae Durette-Desset & Chabaud, 1981

Los nematodos de la familia Viannaiidae están distribuidos en la región neotropical y se caracterizan por presentar una bursa de tipo 2-1-2, 2-2-1 o 2-3, cápsula bucal ausente o muy pequeños, dientes esofageales usualmente ausentes y la abertura oral sin labios ni estructuras mandibulares.

Rictularidae Railliet, 1916

Los nematodos de la familia Rictularidae se caracterizan principalmente por la presencia de dos filas de procesos cuticulares quitinosos y de aspecto pectiniforme, recubriendo prácticamente toda su superficie lateroventral del cuerpo en ambos sexos (Quentin, 1969b y Anderson et al., 2009). Estos nematodos heteroxenos son frecuentemente encontrados en varios órdenes de mamíferos, con cerca de 50 especies descritas, encontrándose en la luz intestinal o firmemente adheridos a la mucosa intestinal (Anderson, 2000).

## 2.2. SOBRE EL HOSPEDERO

El Género *Akodon* Meyen, 1833

El género *Akodon* contiene alrededor de 30 especies existentes y es uno de los grupos de roedores sudamericanos más diversos (Gardner, 2015 y Jiménez, 2016).

Diversos estudios han sugeridos un grupo monofilético dividido en cinco grupos principales de especies: *aerosus*, *boliviensis*, *cursor*, *varius* y *dolores* (Smith y Patton 2007; Jayat et al., 2010 y Coyner et al., 2013), los dos primeros presentes en Perú.

*Akodon orophilus* Osgood, 1913

Reconocido actualmente como una especie distinta de *Akodon mollis*, este roedor pertenece al grupo *aerosus* y es integrada por dos subespecies: *A. orophilus orientalis* y *A. orophilus orophilus*, que se diferencian de manera general porque *Akodon o. orientalis* es ligeramente más grande, con una cola más larga y una coloración general del cuerpo mucho más oscura que *A. o. orophilus*. (Gardner, 2015)

La distribución de *A. orophilus* abarca los bosques montanos de la región de Amazonas y el norte de la región de San Martín al este del río Marañón. El rango de elevación es de 1900 a 2860 m. (Jiménez, 2013).

Con respecto a su dieta, es considerado un roedor insectívoro especialista con preferencia hacia los artrópodos adultos, en su mayoría del orden Coleoptera. Presenta una variación estacional prefiriendo el consumo de larvas de artrópodos (en especial los machos) durante la época húmeda. (Noblecilla, 2012).



FIGURA 1. *A. orophilus* colectado en la región de Amazonas.

#### *Akodon subfuscus* Osgood, 1944

Pertenece al grupo *boliviensis*, y está ampliamente distribuido en las praderas de la Puna del sur de Perú, desde las laderas andinas occidentales de las regiones de Ayacucho y Arequipa, a través de las tierras altas de las regiones de Apurímac y Cusco, y en las laderas orientales de las regiones de Cusco y Puno. Hacia el sur, en Bolivia al menos en

la región de Cochabamba. La mayoría de los registros provienen de altitudes superiores a los 2.500 m, aunque puede aparecer en elevaciones de hasta 1.900 m. (Gardner, 2015).

Myers et al. (1990) reconocieron dos subespecies, una de las cuales describieron como nueva: *A. s. subfuscus*, que se caracteriza por su tamaño más grande, un pelaje más oscuro, una fosa mesopterigoidea más amplia y una distribución en gran medida a través del Altiplano norte y las laderas de los Andes orientales; y la otra subespecie como *A. s. arequipae*, un taxón más pequeño y limitado predominantemente al lado occidental del Altiplano y las laderas superiores de los Andes occidentales.

Con respecto a su dieta, es considerado un roedor insectívoro aunque presenta una ligera especialización por la dieta insectívora, sin clara preferencia por larvas o artrópodos adultos. Presenta variación estacional con un mayor consumo de materia vegetal durante la época seca. (Solari, 2007).



FIGURA 2. *A. subfuscus* colectado en la región de Arequipa.



### 2.3. ANTECEDENTES

El género *Akodon* es un grupo de roedores muy diversificado en Sudamérica y gran parte de los trabajos sobre su nematofauna fueron desarrollados en especies de Argentina. Durette – Desset y Sutton publicaron en 1985 una nueva especie de nematodo (*Stilestrongylus azarae*) parásito del roedor *Akodon azarae* Fischer, 1829 de la provincia de Buenos Aires. En 1992, Suriano y Navone estudiaron la sistemática y ecología de *Stilestrongylus freitasi* Durette-Desset, 1968 y *Hassalstrongylus multiovatus* n. sp., en *Akodon simulator* Thomas, 1916 de la provincia de Tucumán; dos años después presentaron una nueva especie del género *Trichuris* (*T. laevitestis* Suriano y Navone, 1994) parasitando a *A. azarae* procedente de Punta Lara en Buenos Aires. En el 2003 y 2007, Lareschi et al. reportaron nematodos Filarioideos en *A. Azarae* de los pantanos del noreste de Buenos Aires. Digiani, Navone y Durette-Desset en el 2007, mencionaron como nuevo hospedero de *Trichofreitasia lenti* Sutton y Durette-Desset, 1991 y *Guerrerostrongylus uruguayensis* Sutton y Durette-Desset, 1991 a *A. simulator* de la provincia de Tucumán.

Robles y Navone realizaron numerosas publicaciones de la helmintofauna en roedores akodontinos de la Argentina como la redescrición de *T. laevitestis* en *A. azarae* (2006) y la descripción de 3 nuevas especies de nematodos: En el 2007 describió a *Syphacia* (*Syphacia*) *carlitosi*, parasitando el ciego y en el 2008 a *Angiostrongylus morerae* en las arterias pulmonares y a *Liniscus diazae* en la vejiga urinaria de *A. azarae*. Como parte de su tesis doctoral (2008), estudió también a los nematodos de las familias Oxyuridae, Trichuridae y Capillariidae en roedores Akodontini de la Cuenca del Plata (Argentina), enfatizando sobre su grado de especificidad hospedatoria y distribución geográfica. Miño (2008) examinó el patrón de infección anual por *Protospirura numidica criceticola* Quentin et al., 1968 en *A. azarae* de granjas avícolas de una región húmeda de Argentina.

Navone (2009) estudió el ensamble parasitario de artrópodos y helmintos en roedores sigmodontinos de una franja cerca a los humedales del Río de la Plata. En el 2010, Robles resaltó la importancia de los nematodos syphaciini como marcadores específicos de sus hospedadores, y en el 2011 describió una nueva especie de *Trichuris*; *Trichuris navonae* colectado de *Akodon montensis* (Thomas, 1913) de la selva Paranense.

Miño (2012) determinó la diversidad de helmintos en *A. azarae* de granjas avícolas del centro de Argentina, donde cinco nematodos fueron reportados: *S. carlitosi* (Robles, 2008), *Stilestrongylus* spp., *Trichuris laevitestis* (Suriano y Navone, 1994), *Pterygodermatites* (*Paucipectines*) *azarai* (Sutton, 1984) y *P. numidica criceticola*. En el 2012 Robles examinó los pulmones de *A. azarae* y *Akodon dolores* de la Sierra de la Ventana en Buenos Aires observando lesiones macroscópicas en *A. dolores* provocadas por *Angiostrongylus morerae*; en el 2014 determinó nuevos hospederos y registros geográficos para las especies de *Trichuris* en roedores Sigmodontinae de Argentina con un resumen actualizado de los registros en América; y en 2016, reportó a *Angiostrongylus costaricensis* parasitando al roedor *A. montensis* de la provincia de Misiones y *A. morerae* parasitando a *A. montensis* de la selva Paranaense y a *A. azarae bibianae* de la Reserva El Bagual. Panisse (2017) describió también la comunidad de helmintos de roedores cricétidos (*A. montensis*, *Brucepattersonius* sp. y *Thaptomys nigrita*) de la selva atlántica en el noreste de Argentina y finalmente en el 2018, Miño estudió la comunidad de helmintos de *A. azarae* en tres hábitats con usos diferentes de las tierras en sistemas agrícolas de la Argentina.

En Brasil la comunidad de helmintos en roedores silvestres también ha sido muy estudiada, observándose trabajos como en el estado de Santa Catalina donde en 1987, Vicente describió la fauna helmintológica de *Akodon cursor* Winge, 1887. En Río de Janeiro, De Moraes Neto (1996) mencionó a *Litomosoides silvai* como parásito de

*A. cursor* y presentó una nueva especie (*L. chagasfilhoi* sp. nov.) infectando la cavidad abdominal de este roedor. Gomes (2003) reportó en el estado de Río de Janeiro cinco nematodos en *A. cursor*. En el 2008, Püttker evaluó los efectos de la fragmentación en la carga parasitaria de pequeños mamíferos generalista y especialista en fragmentos secundarios del bosque costero del Atlántico. En el estado de Santa Catalina, Kuhnén (2012) estimó la riqueza y diversidad parasitaria de *A. montensis*. Souza (2009) describió una nueva especie de nematodo, *Angiostrongylus lenzii* que fue colectado de la arteria pulmonar de *A. montensis*.

La comunidad de helmintos en tres especies de roedores simpátricos y relacionados filogenéticamente (*A. cursor*, *A. montensis* y *Oligoryzomys nigripes* Olfers, 1818) procedentes del bosque Atlántico en Brasil ha sido evaluada en diversos trabajos: En el 2011, Simões describió la biodiversidad de parásitos y mencionó el rol que cumpliría la especificidad de sus helmintos y los hábitats de los anfitriones como determinantes en la estructuración de sus comunidades parasitarias, posteriormente en el 2012 examinó la comunidad de helmintos utilizando enfoques de biomasa y abundancia numérica de los hospederos y en el 2014 Simões adicionó datos en la synlophe de *Stilestrongylus acuelata* y *Stilestrongylus eta* en *A. montensis*. Cardoso en el 2016, evaluó la influencia de la fragmentación del hábitat en la comunidad de parásitos observando un desarrollo limitado en el ciclo de vida de algunos nematodos, como en *Trichofreitasia Lenti* (Sutton y Durette-Desset, 1991). En el 2017, Glessler reportó por primera vez a *L. silvai* parasitando la cavidad torácica de *A. montensis* en la región sur de Brasil.

En Chile hay pocos trabajos registrados como el de Babero que describió en el año 1976 a *Trichuris chiliensis*, como una nueva especie de parásito para *Akodon longipilis* (Waterhouse, 1837). En 1977, Denke y Murua reportaron a *Inglamidum akodon* (Durette-Desset, 1976) parasitando a *Akodon olivaceus* (Allen, 1897) y a *Akodon sanborni*

(Osgood, 1943); describieron también a *Stilestrongylus manni* como nueva especie en los roedores *A. olivaceus* y *A. longipilis*. Sin embargo, los hospederos del género *Akodon* mencionados en estos trabajos (*A. longipilis*, *A. olivaceus* y *A. sanborni*) son considerados en la actualidad sinónimos del género *Abrothrix* Waterhouse, 1837.

En otros países sudamericanos, los estudios en roedores de este género son muy limitados o nulos, por ejemplo en Bolivia las investigaciones se centran en parásitos con potencial zoonótico como *Fasciola hepática*. En 1997, Fuentes et al. evaluaron la helmintofauna de pequeños mamíferos para comprobar si desempeñaban un rol como reservorios de *Fasciola* y presentaron una lista de nematodos parásitos en *A. boliviensis* encontrando las siguientes superfamilias: Trichostrongyloidea, Oxyuroidea, Spiruroidea, Physalopteroidea, y Rictularoidea por lo que concluyeron que *A. boliviensis* no es reservorio de fasciolosis. En el 2016, como parte de su tesis de maestría, Griffin describió a los helmintos parásitos de *Akodon albiventer* de la región del altiplano de Bolivia y encontró que los nematodos oxiúridos fueron los más comunes, seguidos por protospirúridos, rictuláridos y trichostrongílicos.

En nuestro país, los trabajos relacionados al estudio de la nematofauna en roedores del género *Akodon* son escasos. En el año 1989, Sutton reportó a *P. numidica criceticola* como parásito de *Akodon boliviensis* Meyen, 1833 en la localidad de Checayani, Puno. Sarmiento et al. (1999) realizaron una lista de 329 especies de nematodos parásitos del hombre y de animales reportados para el Perú. Posteriormente, Tantaleán (2004) amplió la distribución del género *Protopirura* en roedores *Akodon* capturados de la localidad de Esperanza, región de Cusco (carretera Paucartambo – Pilcopata). Morales describió en el año 2012 un nuevo género y nueva especie de nematodo metastrongyloideo, *Akodonema luzsarmientae* que fue encontrado parasitando las arterias pulmonares y el corazón del roedor *Akodon mollis* Thomas, 1894 de la región de Ancash. Lareschi en el 2013, estudió

los ectoparásitos del roedor *A. aerosus* capturados en la cuenca del Alto Mayo, provincia de Moyobamba, región de San Martín, sin embargo no hubo estudios de su helmintofauna.

### 3. OBJETIVOS

#### OBJETIVO GENERAL

- Identificar, describir y comparar la nematofauna encontrada en dos poblaciones de roedores del género *Akodon* Meyen, 1833 procedentes de las regiones de Amazonas y Arequipa.

#### OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Comprobar si las relaciones de parentesco de los grupos *aerosus* y *boliviensis* se refleja en la diversidad y afinidades de los nematodos.
- Evaluar las relaciones entre las características morfométricas del hospedero (peso, talla, sexo) y los datos de prevalencia, intensidad y abundancia parasitaria.
- Contribuir con el conocimiento de la nematofauna en los roedores del género *Akodon*.

#### 4. MATERIALES Y MÉTODOS:

##### 4.1. LUGAR DE COLECTA

Las zonas de captura de los roedores para el presente estudio estuvieron ubicadas en las siguientes localidades:

Colecta de *A. orophilus*.- Los roedores de esta especie se capturaron en la región de Amazonas en las provincias de Luya y Bongará durante el mes de mayo del 2016 permaneciendo por 4 días aproximadamente en cada una de las siguientes localidades:

- Provincia de Luya, Área de Conservación Privada “Huiquilla” (6° 23' 22.1892" S, 77° 59' 24.2412" W).- Aproximadamente el 70% está constituida por un bosque de neblina y el otro 30% es jalca. Cuenta con fácil acceso y se ubica en el sector sur de la región cerca al poblado de Choctámal. Los puntos de muestreo estuvieron entre los 2600 a 3085 msnm.
- Provincia de Luya, Borde derecho del río Utcubamba (6° 25' 39.9432" S, 77° 52' 38.3952" W).- Cerca al Área de Conservación Privada Milpuj, un área de bosques estacionalmente seco ubicado en el valle del río Utcubamba. Los puntos de muestreo estuvieron en los 1825 msnm.
- Provincia de Bongará, Copal (5° 47' 17.1204" S, 77° 49' 50.2392" W).- Conformado por bosques húmedos montanos, se encuentra cerca de la comunidad campesina de Corosha. Los puntos de muestreo estuvieron entre los 2405 a 2439 msnm.
- Provincia de Bongará, Hierba Buena (5° 47' 36.4920" S, 77° 48' 21.4740" W).- Zona que conforma el área de Conservación Privada Hierba Buena – Allpayacu. Presenta también bosques húmedos montanos y los puntos de muestreo estuvieron entre los 2425 a 2479 msnm.

Colecta de *A. subfuscus*.- Los roedores de esta especie se capturaron en la región de Arequipa, provincia de Caylloma en tres diferentes distritos del valle del Colca durante el mes de junio del 2016, permaneciendo 4 días aproximadamente en cada una de las siguientes localidades:

- Distrito de Cabanaconde, localidad de Cabanaconde (15° 37' 36.8328" S, 71° 58' 25.2948" W).- Se ubica en el inicio de la formación del Cañón, predomina la producción de maíz y frutas. Los puntos de muestreo estuvieron entre los 3263 a 3377 msnm.
- Distrito de Cabanaconde, localidad de Pinchollo (15° 37' 26.0616" S, 71° 58' 21.1800" W).- Se ubica en el inicio de la formación del Cañón con predominio en la zona de la actividad agrícola. Los puntos de muestreo estuvieron entre los 3284 - 3490 msnm.
- Distrito de Coporaque (15° 37' 18.5016" S, 71° 38' 33.6912" W).- Ubicada en la zona media del Valle en donde se concentra la mayor parte de terrazas de cultivo y donde predomina la actividad agrícola. Los puntos de muestreo estuvieron en los 3567 a 3699 msnm.
- Distrito de Sibayo (15° 29' 56.8176" S, 71° 27' 43.6824" W).- Zona alta del Valle donde hay poca producción agrícola predominando los suelos destinados a pastizales y bofedales. Los puntos de muestreo estuvieron entre los 3725 a 3860 msnm.

#### 4.2. MATERIAL BIOLÓGICO

Los roedores analizados para el presente estudio fueron capturados como parte del proyecto “*Rol de los Andes y de barreras biogeográficas como el origen de la gran megadiversidad de mamíferos del Perú*”, financiado parcialmente por el Programa Nacional de Innovación para la Competitividad y Productividad (Innovate Perú), de acuerdo al Contrato N° 402-PNICP-PIBA-2014. Coordinador general del proyecto: Dr. Víctor Pacheco Torres.

#### 4.3. COLECTA DE LOS HOSPEDEROS

Los roedores fueron capturados usando trampas de golpe (Víctor®, Tomcat® y Museum®) y trampas plegables tipo Sherman® de captura viva en 4 localidades de la región de Amazonas y 4 de la región de Arequipa con un tiempo promedio de permanencia por localidad de cuatro días. En las localidades muestreadas se colocaron 4 líneas de trampas (transectos), cada una compuesta por 60 trampas, ubicadas 2 (una de golpe y la otra Sherman®) a 10 metros de distancia aproximadamente. Las estaciones fueron marcadas con cintas flying para su rápida ubicación y se empleó el cebo convencional (avena, mantequilla de maní, pasas, esencia de vainilla, alpiste, etc). Para evitar la abundancia de hormigas dentro de ellas, las trampas fueron colocadas en la tarde. Se siguió el protocolo de Mills et al., 1998 (ANEXO III), para el trampeo y procesamiento de los roedores capturados. Todos los hospederos colectados fueron fotografiados y los vivos sacrificados mediante eutanasia o dislocación cervical. Los datos morfométricos y taxonómicos de los hospederos se encuentran en el (ANEXO II)

#### 4.4. IDENTIFICACIÓN DE LOS HOSPEDEROS

La identificación de los roedores estuvo a cargo de los miembros del Departamento de Mastozoología del Museo de Historia Natural – UNMSM.



#### 4.5. METODOLOGÍA

##### EXTRACCIÓN, FIJACIÓN Y PRESERVACIÓN DEL TRACTO GASTROINTESTINAL (GI)

Una vez que el roedor fue sacrificado, se procedió a la disección y extracción de los órganos interno lo más pronto posible siguiendo el protocolo descrito por Herbreteau, 2011 (ANEXO IV). Primero se procedió a levantar la piel del roedor con pinzas de disección para comenzar a cortar a través de los músculos de la región ventral del cuerpo justo por delante de la abertura genital avanzando en línea recta hasta la cavidad torácica. Se separó el tracto gastrointestinal cortándolo primero en el extremo del recto antes del ano y levantándolo cuidadosamente para separar los ligamentos que lo conectan al lado dorsal de la cavidad corporal, se aisló también el hígado y finalmente se cortó a nivel del esfínter esofágico del estómago. Adicionalmente, se revisó la cavidad torácica y externamente órganos como hígado, pulmones y corazón para detectar posible presencia de helmintos. Órganos que también fueron colectados para su posterior revisión. Para evitar la migración de los nematodos por la muerte del hospedero se optó por unir los extremos de cada órgano con hilo antes de fijarlos. Durante todo este proceso las vísceras deben mantenerse en solución salina para evitar que la presión osmótica dañe los parásitos. Se utilizó agua caliente, al menos durante 1 minuto, en la fijación; luego se decantó el exceso y se agregó alcohol de 96° para la preservación de los órganos internos lo que permite que las muestras estén en condiciones adecuadas para estudios morfológicos y moleculares, como lo indica Justine, 2012 (ANEXO V). Finalmente, se colocaron los órganos fijados dentro de bolsas Ziploc conteniendo alcohol de 96° junto a una etiqueta de identificación con datos como: Código del colector, fecha, lugar de colecta y posible género del roedor. Las bolsas se sellaron herméticamente para evitar la evaporación del alcohol y desecación de las vísceras.

#### 4.6. COLECTA E IDENTIFICACIÓN DE LOS NEMATODOS

La colecta de los nematodos se realizó en el departamento de Protozoología, Helmintología e Invertebrados afines del Museo de Historia Natural – UNMSM siguiendo el protocolo propuesto por Henttonen y Haukisalmi en el 2008 (Herbreteau, 2011) (ANEXO VI).

Se colocó una de las vísceras preservadas dentro de una placa de Petri registrando el número y los datos de identificación del hospedero. Se vertió un poco de agua corriente (no demasiado) en la placa para facilitar la disección y se examinó utilizando el estereoscopio. Primero, se desenrolló el intestino delgado cortando el mesenterio que lo une al estómago y luego se separó en 4 partes: estómago, intestino delgado, ciego e intestino grueso. Se colocó cada parte en placas de Petri individuales y se comenzó a revisar cada uno de ellos. El intestino delgado puede ser separado en 2 o 3 regiones para facilitar la disección y evitar que se corten los parásitos pero es importante registrar la ubicación del nematodo dentro (primera, segunda o tercera parte) porque varios complejos de especies tienen ubicaciones específicas en el intestino delgado. Se revisó minuciosamente el contenido de la placa de Petri antes de arrojarlo para evitar la pérdida de pequeños nematodos que son muy difíciles de observar. Los parásitos colectados fueron conservados en alcohol de 96° dentro de crioviales y separados de los diferentes órganos donde se colectaron. Se dividieron los parásitos por grupos, en función de la morfología, para cada hospedero, se contaron usando el estereoscopio y se rotuló en el criovial detalles como: número de colecta del hospedero, grupo o género del hospedero, fecha, número de nematodos colectados y ubicación en el tracto gastrointestinal. La ausencia de nematodos también se registró para análisis posteriores.

Para la identificación de los nematodos fue necesario realizar láminas temporales utilizando lactofenol de Amman como aclarante, con el fin de visualizar la anatomía interna importante en el estudio taxonómico. El tiempo en el aclarante dependió del grosor del nematodo, siendo de 1 semana en pequeños ejemplares hasta de casi dos meses en individuos grandes y gruesos. Durante el trabajo en laboratorio se utilizó un estereoscopio LEICA EZ4; un microscopio trilocular (GREETMED) con cámara CMEX-10 PRO y el software Euromex Image Focus Alpha Versión 1.3.7.7480 que permitió la medición de los ejemplares y sus órganos internos (en micras), y la obtención de imágenes con escala. También fue necesario el uso del servicio de un microscopio electrónico de barrido (MEB) con cámara incorporada (Fei Inspect S50) del laboratorio especializado de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos para conseguir detalles de los nematodos. Los parásitos preservados en alcohol al 96% se secaron en puntos críticos, se montaron en stab y se recubrieron con una capa delgada de oro antes de examinarse con el microscopio electrónico de barrido. Las ilustraciones fueron hechas utilizando el programa CorelDRAW® Graphics Suite X7.

Para la identificación genérica se utilizaron las claves de nematodos parásitos de vertebrados de Anderson et al. (2009) y Gibbons (2010), y para la determinación de especies, se consultaron publicaciones y artículos científicos como: Robles, 2007; Tiner 1950; Suriano, 1994; Rossin, 2005; Robles, 2006; Robles, 2011; Correa, 1992; Frandsen, 1961; Chandler, 1945; Babero, 1990; Yoyotte, 1972; Talla, 1977; Sutton, 1991; Suriano, 1992; Souza, 2009; Simões, 2014; Panisse, 2018; Notarnicola, 2010; Durette-Desset, 2005; Digiani, 2003; Durette-Desset, 2012; Denke, 1976; Smales, 2001; Ribas, 2012; Quentin, 1968; Quentin, 1969a; Quentin, 1969b; Freitas, 1937; Durette-Desset, 2006; entre otros.

#### 4.7. ANÁLISIS DE DATOS ESTADÍSTICOS

Los términos de Prevalencia, Intensidad y Abundancia aplicados en el presente trabajo son utilizados de acuerdo a Margolis et al. (1982).

- Prevalencia.- Número de individuos infestados por una especie parásita en particular, dividido por el número total de individuos examinados, se expresa como porcentaje.
- Intensidad (carga parasitaria, infrapoblación).- Número de parásitos de una especie parásita en un solo hospedero.
- Intensidad media.- Número total de parásitos de una especie parásita dividido por el número de hospederos parasitados.
- Abundancia.- Se obtiene al dividir el número total de parásitos presentes en una muestra de hospederos examinados positivos entre el número total de hospederos examinados.

## 5. RESULTADOS

En 197 ejemplares de roedores *Akodon orophilus* (35) y *Akodon subfuscus* (162), se registró un total de ocho especies de nematodos, ubicados en 6 géneros: *Syphacia*, *Trichuris*, *Protopirura*, *Stilestrongylus*, *Viannella* y *Pterygodermatites* (Ver TABLA 1), alcanzando un total de 4963 individuos.

**TABLA 1.** Lista de especies de nematodos registrada por hospedero

ORDEN	FAMILIA	ESPECIE	<i>Akodon orophilus</i>	<i>Akodon subfuscus</i>
OXYURIDA	OXYURIDAE	<i>Syphacia carlitosi</i>	✓	✓
ENOPLIDA	TRICHURIDAE	<i>Trichuris</i> cf. <i>peromysci</i>	✓	
SPIRURIDA	SPIRURIDAE	<i>Protopirura numidica</i>	✓	✓
STRONGYLIDA	HELIGMONELLIDAE	<i>Stilestrongylus</i> sp.	✓	
STRONGYLIDA	VIANNAIIDAE	<i>Viannella trichospicula</i>	✓	
SPIRURIDA	RICTULARIIDAE	<i>Pterygodermatites</i> ( <i>Pauciptectines</i> ) <i>azarai</i>	✓	✓
SPIRURIDA	RICTULARIIDAE	<i>Pterygodermatites</i> ( <i>Pauciptectines</i> ) sp1.	✓	
SPIRURIDA	RICTULARIIDAE	<i>Pterygodermatites</i> ( <i>Pauciptectines</i> ) sp2.		✓

### 5.1. DESCRIPCIÓN DE ESPECIES:

Las mediciones se presentan en micrómetros (excepto cuando se indique) y se muestra el promedio de la medida con el rango entre paréntesis.

*Syphacia carlitosi*

(FIGURAS 3 - 7)

Phylum: NEMATODA Rudolphi, 1808

Clase: SECERNENTEA von Linstow, 1905

Orden: OXYURIDA Weinland, 1858

Superfamilia: OXYUROIDEA Cobbold, 1864

Familia: OXYURIDAE Cobbold, 1864

Género: *Syphacia* Seurat, 1916

Hospederos: *Akodon orophilus*, *Akodon subfuscus*

Procedencia:

- Localidad de ACP Huiquilla; región de Amazonas (*A. orophilus*)
- Localidades de Cabanaconde, Pinchollo, Coporaque y Sibayo; región de Arequipa (*A. subfuscus*)

Lugar de infección: ciego

Número de ejemplares: 355 (*A. orophilus*) y 3558 (*A. subfuscus*)

Intensidad de infección (mínimo – máximo): 1–103 en *A. orophilus*, 1–249 en *A. subfuscus*

Códigos de colección: Material depositado en la Colección Helmintológica y de Invertebrados afines MUSM N° 3700, 3701, 3702, 3703, 3704.

DESCRIPCIÓN: (basada en 50 ejemplares de *A. orophilus* y 85 ejemplares de *A. subfuscus*)

General: Pequeños nematodos donde se observan finas estriaciones transversales. Vesícula cefálica desarrollada y una boca rodeada por tres labios sobresalientes. Alas cervicales presente en hembras; deiridios no vistos; el poro excretor está localizado en una depresión, posterior a la unión esófago – intestino; esófago con bulbo bien diferenciado. El macho presenta el cuerpo doblado ventralmente en la región posterior, una espícula simple, el gubernáculo con un gancho accesorio, 3 proyecciones cuticulares (mamelones) ventrales no equidistantes entre sí y 3 pares de papilas caudales pedunculadas localizadas lateralmente. En la hembra se observa un pliegue lateral cuticular y una cola larga y aguzada. Los huevos son elipsoides con opérculos de dimensión variable. Existen grandes diferencias de tamaño entre los machos y las hembras.

Macho ( $n=70$ ): Longitud total 1.13 (0.94 - 1.43) mm y ancho máximo del cuerpo 118.04 (102.57 - 158.24). Distancia del anillo nervioso y poro excretor al extremo anterior 77.7 (72.34 - 90.79) y 232.4 (186.97 - 294.99) respectivamente. Largo total del esófago 189.18 (143.42 - 248.09), largo total 56.33 (46.28 - 74.81) y diámetro 55.7 (48.8 - 70.33) del bulbo esofágico. Longitud del primer mamelón 51.59 (41.79 - 78.33); del segundo mamelón 52.18 (41.29 - 83.15) y del tercer mamelón 70.73 (55.46 - 95.83). Distancia de los bordes anteriores de cada mamelón al extremo anterior 296.2 (240.62 - 363.54); 365.43 (289.55 - 470.68) y 496.4 (417.72 - 649.93), respectivamente. Distancia entre el borde anterior del primer mamelón y el borde anterior del segundo mamelón 66.94 (52.00 - 77.95); distancia entre el borde anterior del segundo mamelón y el borde anterior del tercer mamelón 129.87 (95.34 - 179.31). Largo de la espícula 69.17 (62.28 - 81.87). Largo del gubernáculo 32.23 (28.65 - 35.69). Ancho del gubernáculo 5.99 (4.54 - 7.06). Distancia del ano al extremo caudal 233.36 (202.73 - 259.68). Largo total del cuerpo/ancho del cuerpo 9.61 (8.79 - 10.75). Largo total del cuerpo/largo del esófago 6.01 (5.48 - 6.65). Largo total del

cuerpo/distancia del poro excretor al extremo apical 4.88 (4.5 - 5.27). Largo total del cuerpo/distancia del ano al extremo caudal 4.85 (4.12 - 6.03). Largo total del cuerpo/largo de la espícula 16.42 (13.62 - 21.64).

Hembra ( $n=65$ ): Longitud total 5.3 (4.5 - 5.64) mm y ancho máximo del cuerpo 256.3 (208.25 - 343.61). La ala cervical inicia a 33.37 (20.19 - 39.34) del extremo anterior, con 413.14 (369.36 - 452.23) de largo y 35.69 (27.46 - 40.84) de ancho. Ala lateral ausente. Distancia del anillo nervioso y poro excretor al extremo anterior 128.93 (108.16 - 152.99) y 543.54 (434.27 - 663.91) respectivamente. Largo total del esófago 467.1 (360.63 - 557.1), largo total 113.02 (84.43 - 150.09) y diámetro 96.77 (84.07 - 131.67) del bulbo esofágico. Vulva no prominente con una distancia de 824.86 (661.69 - 1089.86) del extremo anterior. Distancia del ano al extremo caudal 873.71 (724.55 - 944.17). Huevos elípticos, asimétricos y operculados, 91.22 (72.75 - 102.71) x 28.3 (24.01 - 34.92). Largo total del cuerpo/ancho del cuerpo 20.85 (15.33 - 22.99). Largo total del cuerpo/distancia del poro excretor al extremo apical 10 (6.82 - 12.13). Largo total del cuerpo/largo del esófago 11.43 (9.45 - 14.15). Largo total del cuerpo/distancia de la vulva al extremo apical 6.55 (5.15 - 7.96). Largo total del cuerpo/distancia del ano al extremo caudal 6.11 (5.29 - 6.84).



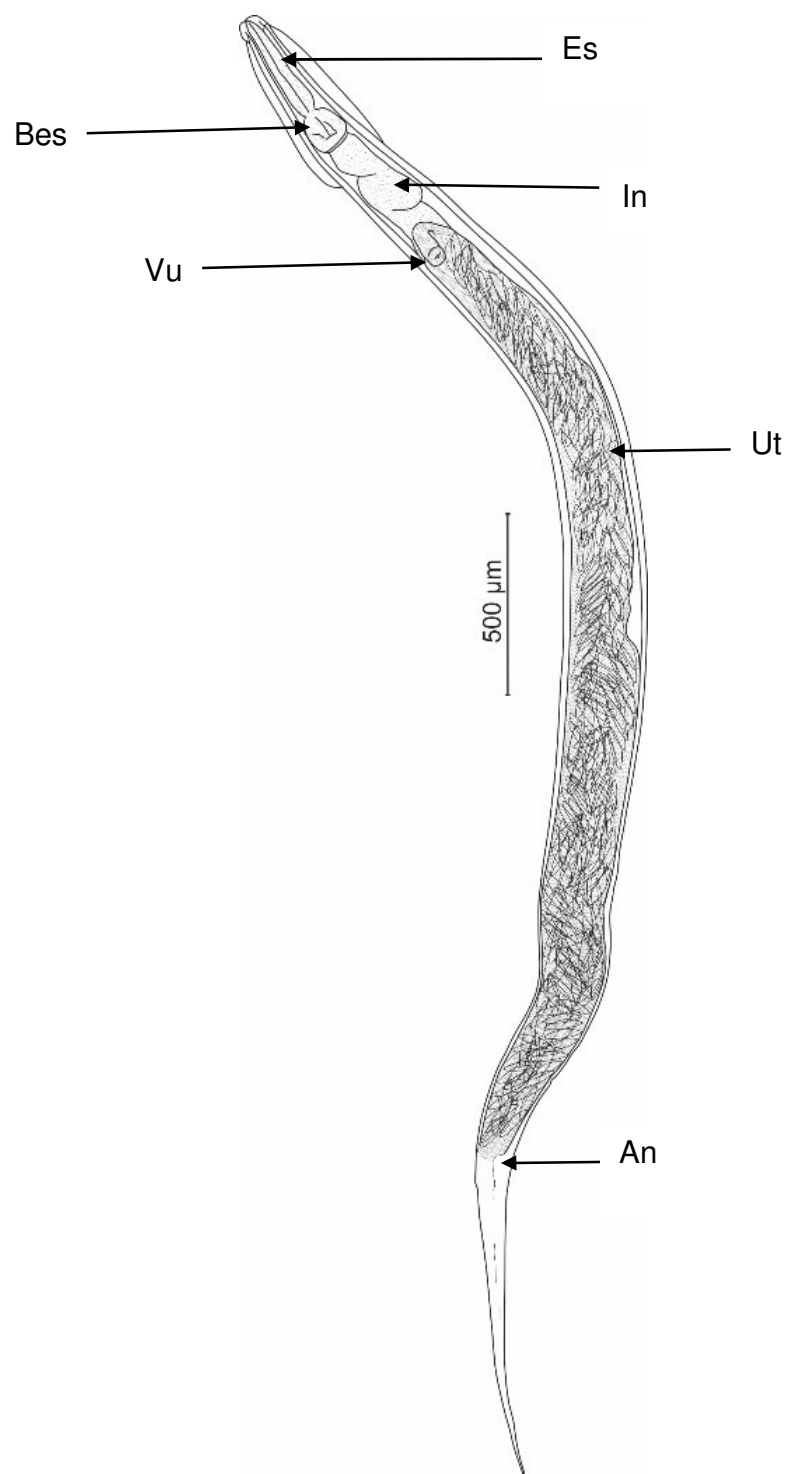


FIGURA 3. HEMBRA DE *S. carlitosi*.- Individuo completo.

Es= Esófago; Bes= Bulbo esofágico; In= intestino; Vu= Vulva; Ut=Útero; An=Ano.

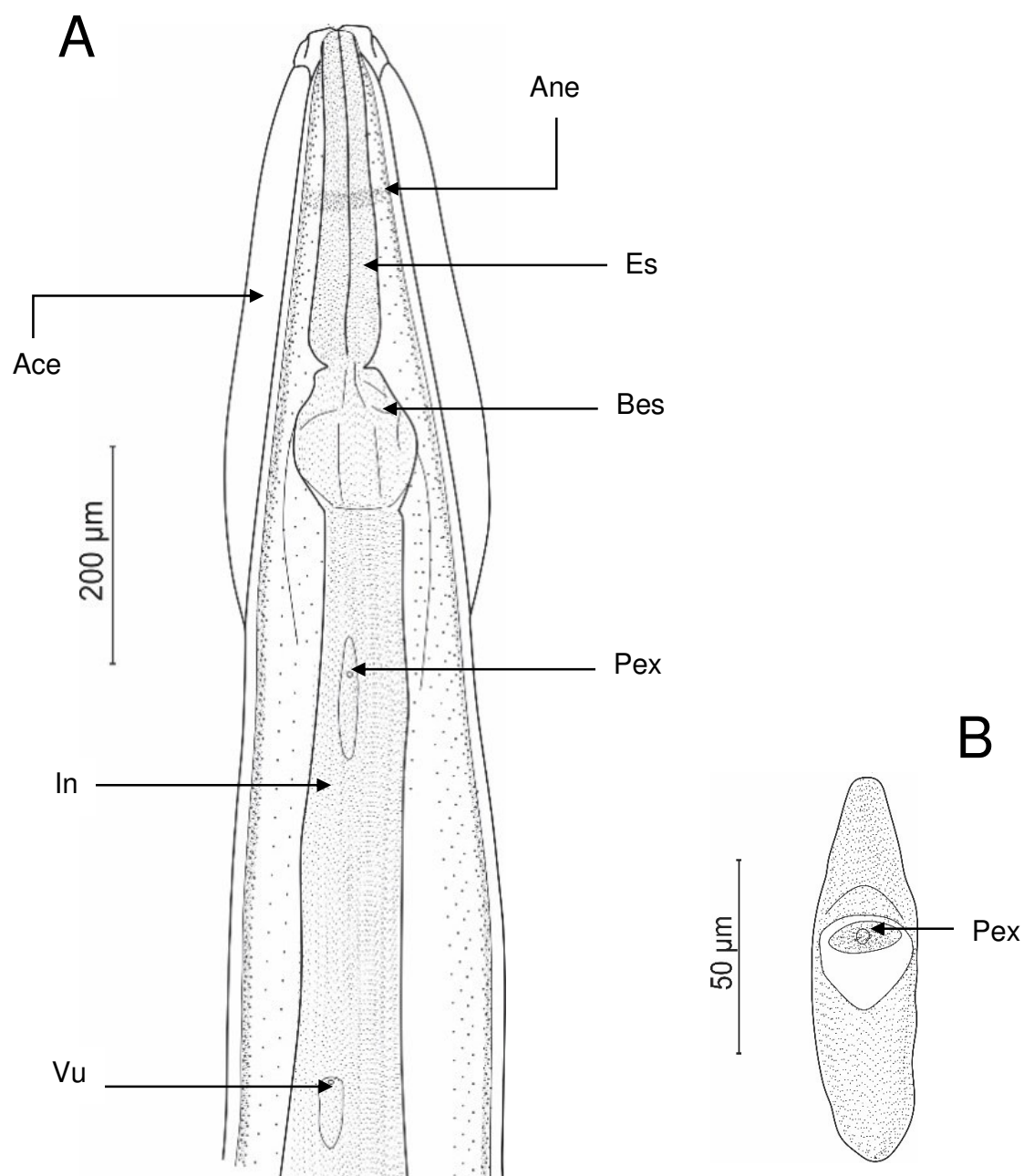


FIGURA 4. HEMBRA DE *S. carlitosi*.- (A) Extremo apical; (B) Detalles del poro excretor.

Ane= Anillo nervioso; Ace= Ala cervical; Es= Esófago; Bes= Bulbo esofágico; Pex= Poro excretor; In= intestino; Vu= Vulva.

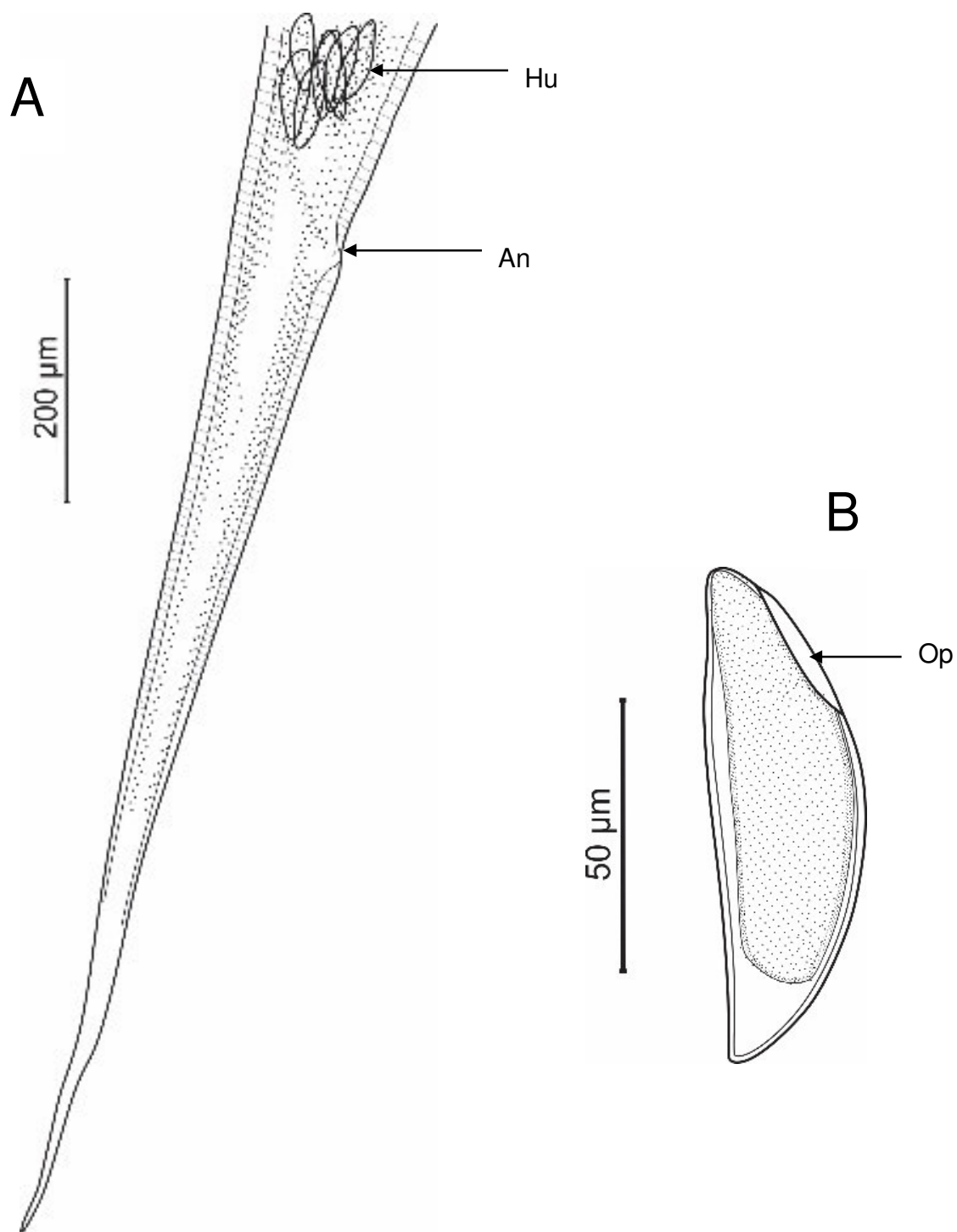


FIGURA 5. HEMBRA DE *S. carlitosi*.- (A) Extremo caudal; (B) Huevo operculado.

An= Ano; Hu: Huevo; Op= Opérculo.

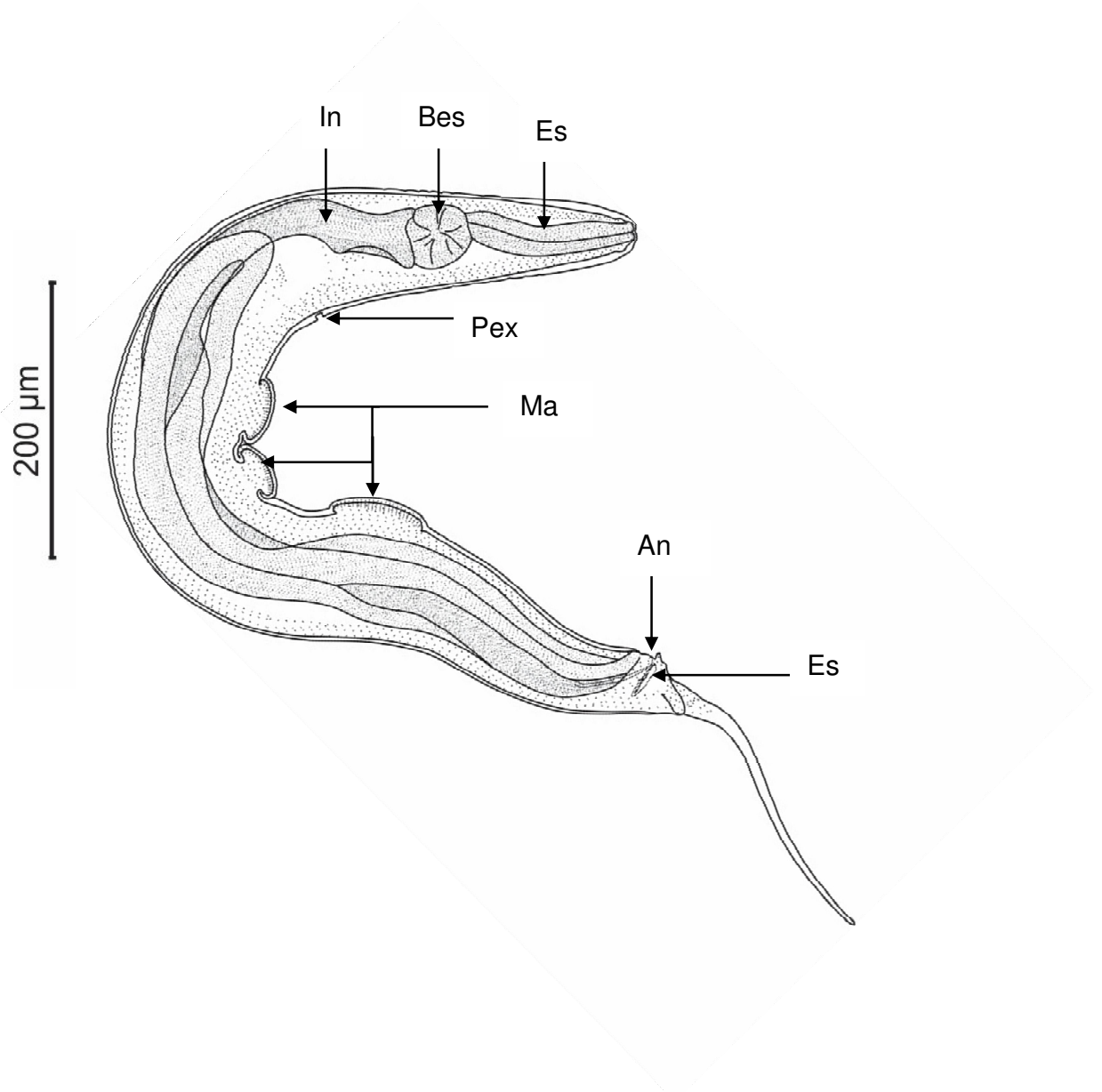


FIGURA 6. MACHO DE *S. carlitosi*.- Individuo completo.

Es= Esófago; Bes= Bulbo esofágico; In= intestino; Pex= Poro excretor; Ma= Mamelones;  
An=Ano; Esp= Espícula.

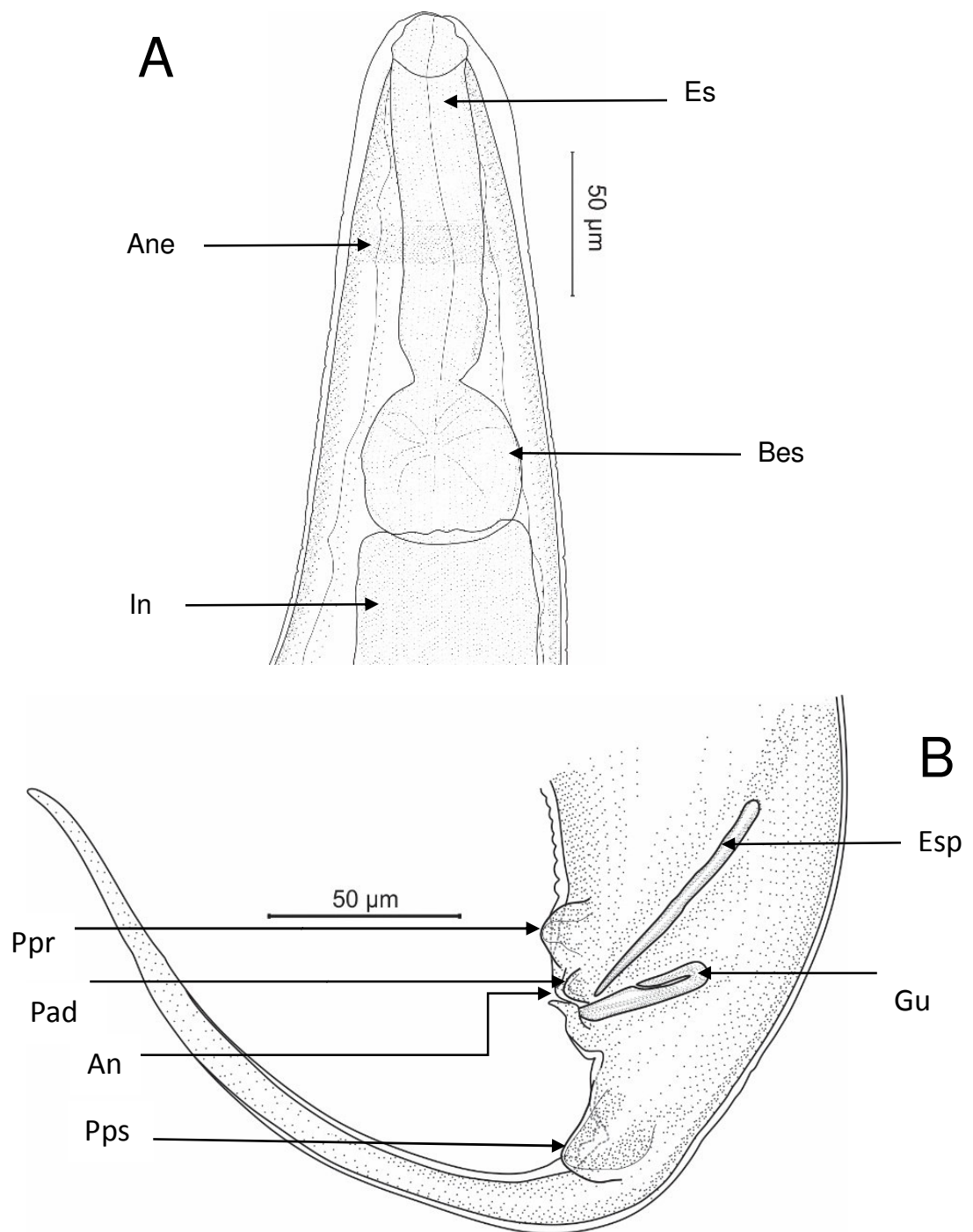


FIGURA 7. MACHO DE *S. carlitosi*.- (A) Extremo apical; (B) Extremo caudal.

Es= Esófago; Ane= Anillo nervioso; Bes= Bulbo esofágico; In= intestino; Esp= Espícula;  
Gu= Gubernáculo; Ppr= Papila pre-cloacal; Pad= Papila ad-cloacal; Pps= Papila post-  
cloacal; An= ano.

*Trichuris cf. peromysci*

(FIGURAS 8 - 10)

Phylum: NEMATODA Rudolphi, 1808

Clase: ADENOPHOREA Chitwood, 1958

Orden: ENOPLIDA Filipjev, 1929

Superfamilia: TRICHINELLOIDEA Ward, 1907

Familia: TRICHURIDAE Railliet, 1915

Género: *Trichuris* Roederer, 1761

Hospedero: *Akodon orophilus*

Procedencia:

- Localidades de ACP Huiquilla y borde derecho del río Utcubamba; región de Amazonas (*A. orophilus*)

Lugar de infección: ciego

Número de ejemplares: 34

Intensidad de infección (mínimo – máximo): 1 - 9

Códigos de colección: Material depositado en la Colección Helminológica y de Invertebrados afines MUSM N° 3705, 3706.

DESCRIPCIÓN: (basada en 12 ejemplares)

General: Presenta en la cutícula finas estriaciones transversales. La parte anterior del cuerpo es larga, estrecha, ahusada y en forma de látigo mientras que la parte posterior es ancha y más corta. Proporción entre la longitud anterior y posterior del cuerpo 1.5:1 (1.23:1 – 1.8:1) en hembras y 1.7:1 (1.43 – 2.45) en machos; el stichosoma con una sola fila de stichocitos en la parte anterior del cuerpo. En los machos, el tubo cloacal proximal se encuentra unido lateralmente al tubo cloacal proximal. La vaina espicular cuando está

completamente evertida, tiene forma de campana con espinas distribuidas desde la porción proximal a la distal; espinas afiladas distales y las proximales en forma de escamas. Hembra con vulva no prominente localizada al nivel de la unión esófago – intestino. Ano subterminal y la banda bacilar ubicada en la parte anterior del cuerpo.

Macho ( $n=6$ ): Longitud total del cuerpo 9.30 (7.11 - 10.93) mm; porción anterior 5.77 (5.05 - 6.51) mm y porción posterior del cuerpo 3.53 (2.06 - 4.42) mm; ancho en la parte media de la porción anterior del cuerpo 53.61 (49.27 - 59.81), máximo ancho de la porción posterior del cuerpo 181.62 (146.74 - 212.3), ancho al nivel de la unión esófago-intestino 122.47 (105.23 - 134.05). Largo total del esófago 5.86 (5.08 - 6.55) m, porción muscular 337.93 (279.59 - 446.84), porción glandular o stichosoma 5.52 (4.75 - 6.24) mm. Largo de la espícula 704.25 (498.05 - 829.1), ancho en la región media de la espícula 14.18 (12.65 - 15.49). Tubo espicular presente. Largo de la vaina espicular evertida 180.15 (142.73 - 211.8). Longitud del tubo cloacal proximal 412.30 (265.2 - 494.75) y del tubo cloacal distal 323.77 (226.19 - 413.69). Largo total del conducto eyaculador 1.20 (1.07 - 1.31) mm y del vaso deferente 1.73 (1.56 - 1.99) mm. Largo total del cuerpo/Longitud de la porción posterior del cuerpo 2.70 (2.43 - 3.45). Longitud de la porción posterior del cuerpo /largo de la espícula 4.98 (4.14 - 5.46). Longitud del tubo cloacal proximal/longitud del tubo cloacal distal 1.27 (1.17 - 1.52). Máximo ancho de la porción posterior del cuerpo/ longitud de la porción posterior del cuerpo 0.05 (0.05 - 0.07).

Hembra ( $n=6$ ): Longitud total del cuerpo 12.07 (8.83 - 15.11) mm; porción anterior 7.22 (5.67 - 9.36) mm y porción posterior del cuerpo 4.86 (3.15 - 5.75) mm. Ancho en la parte media de la porción anterior del cuerpo 60.79 (59.37 - 62.63); máximo ancho de la porción posterior del cuerpo 244.01 (151.15 - 312.3); ancho al nivel de la unión esófago-intestino 137.69 (104.14 - 162.27). Largo total del esófago 7.22 (5.67 - 9.36) mm, porción muscular

410.62 (331.30 - 592.75), porción glandular o stichosoma 6.81 (5.29 - 8.77) mm. Distancia entre la unión esófago-intestino y vulva 25.44 (8.64 - 37.83). Huevos ovalados 78.96 (65.27 - 88.41) x 37.15 (30.97 - 41.04). Largo total del cuerpo/Longitud de la porción posterior del cuerpo 2.5 (2.23 - 2.80). Máximo ancho de la porción posterior del cuerpo/ longitud de la porción posterior del cuerpo 0.05 (0.05 - 0.06).



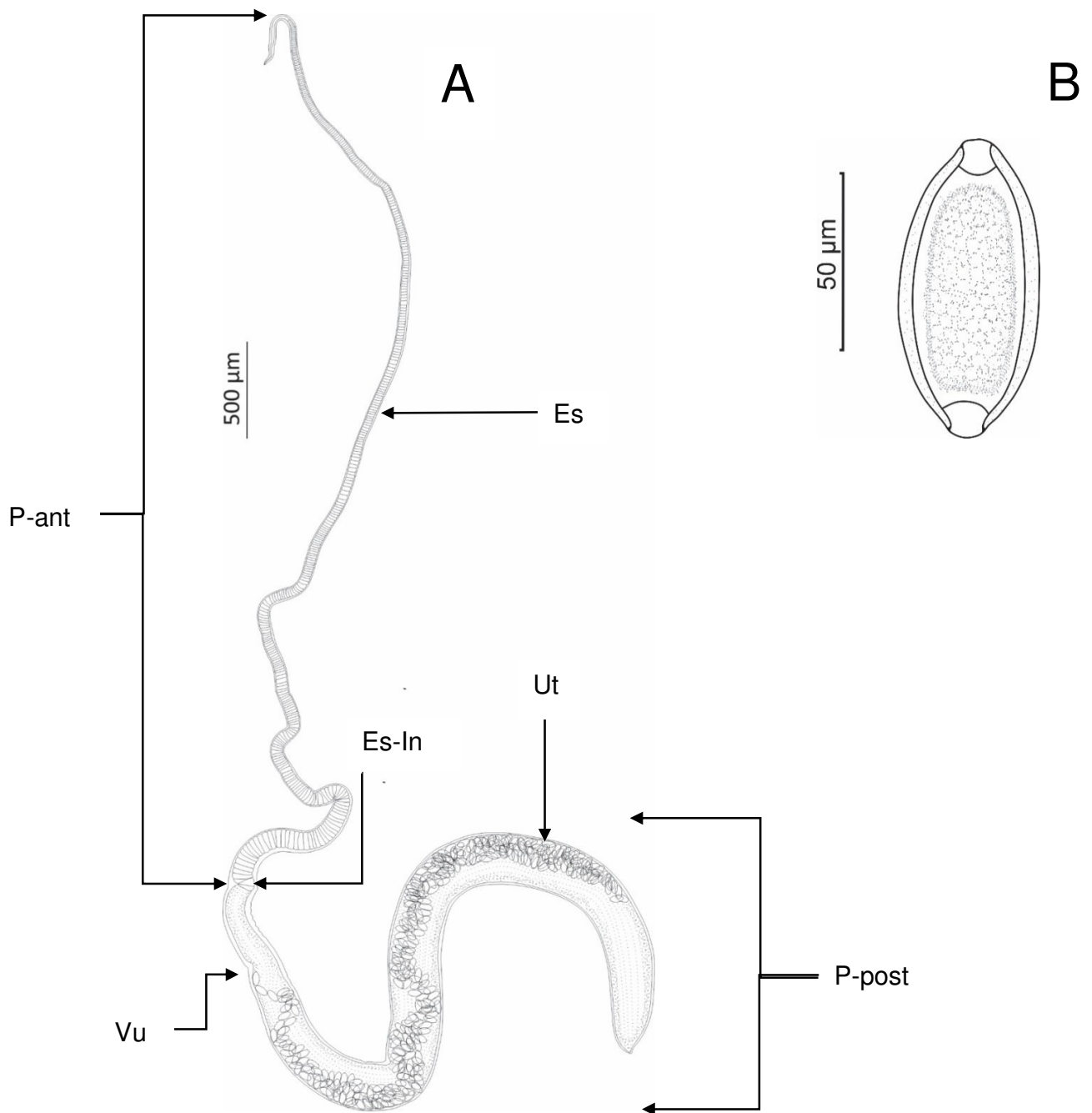


FIGURA 8. HEMBRA DE *T. cf. peromysci*.- (A) Individuo completo; (B) Huevo.

Es= Esófago; P-ant= Porción anterior; P-post= Porción posterior; Es-In= Unión esófago – intestino; Vu= Vulva; Ut= Útero.

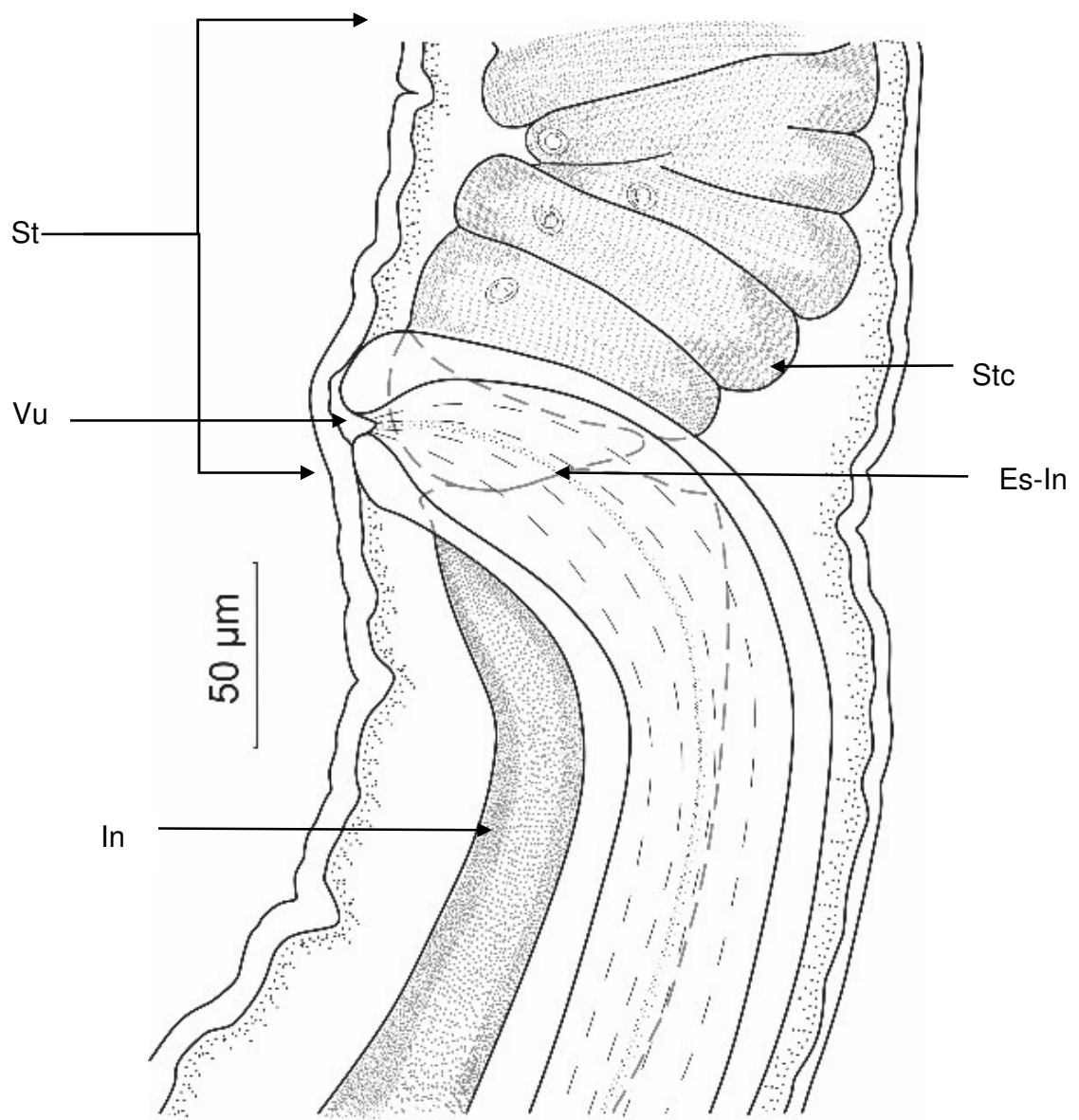


FIGURA 9. HEMBRA DE *T cf. peromysci*.- Detalles de la vulva.

St= Stichosoma o esófago glandular; Stc= Stichocitos; Es-In= Unión esófago - intestino;

Vu= Vulva; In= intestino

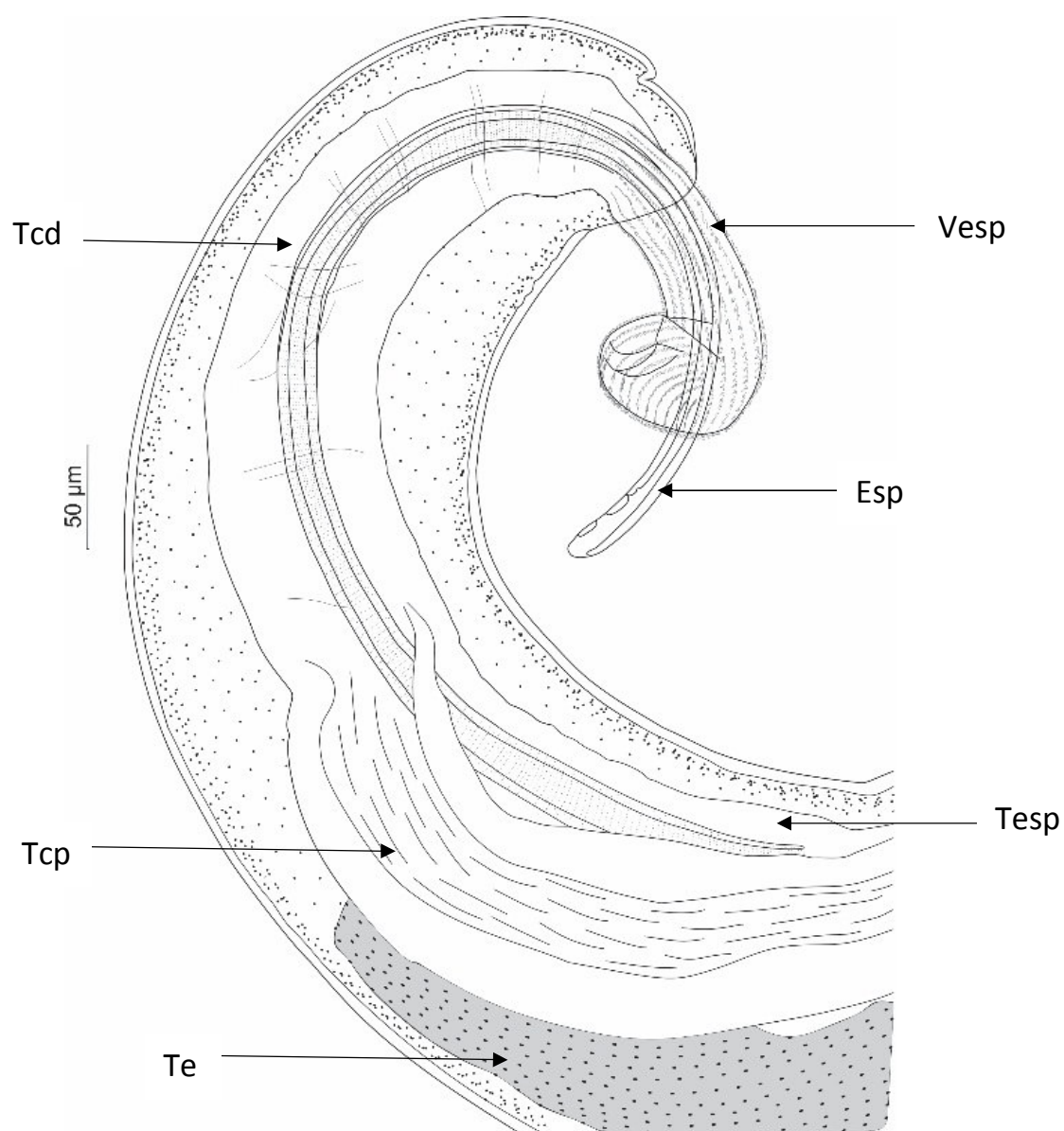


FIGURA 10. MACHO DE *T cf. peromysci*. - Extremo caudal.

Esp= Espícula; Vesp= Vaina de la espícula; Tcd= Tubo cloacal distal; Tcp= Tubo cloacal proximal; Tesp= Tubo espicular; Te= Testículo.

*Protospirura numidica*

(FIGURAS 11 - 15)

Phylum: NEMATODA Rudolphi, 1808

Clase: SECERNENTEA von Linstow, 1905

Orden: SPIRURIDA Chitwood, 1933

Superfamilia: SPIRUROIDEA Oerley, 1885

Familia: SPIRURIDAE Oerley, 1885

Género: *Protospirura* Seurat, 1914

Hospederos: *Akodon orophilus*, *Akodon subfuscus*

Procedencia:

- Localidades de ACP Huiquilla y Borde derecho del río Utcubamba; región de Amazonas (*A. orophilus*)
- Localidades de Pinchollo y Coporaque; región de Arequipa (*A. subfuscus*)

Lugar de infección: estómago

Número de ejemplares: 9 (*A. orophilus*) y 41 (*A. subfuscus*)

Intensidad de infección (mínimo – máximo): 1 – 3 en *A. orophilus*, 1 – 9 en *A. subfuscus*

Códigos de colección: Material depositado en la Colección Helmintológica y de Invertebrados afines MUSM N° 3707, 3708, 3709, 3710

DESCRIPCIÓN: (basada en 2 ejemplares de *A. orophilus* y 17 ejemplares de *A. subfuscus*)

General: Grandes y robustos nematodos que presentan una cutícula gruesa con estrías transversales. Extremo anterior provisto de dos pseudolabios altamente desarrollados y levantados por encima de la abertura oral. Abertura oral dorsoventralmente alargada, rodeada por los dos pseudolabios con 4 dentículos cada uno y 4 elevaciones submedianas más pequeñas, cada una con 2 dentículos. Cuatro grandes papilas cefálicas submedianas, 2 subdorsales y 2 subventrales, presentes en depresiones cuticulares. La faringe de paredes gruesas se encuentra comprimida lateralmente. El esófago está dividido en una porción muscular anterior y una porción glandular posterior. El anillo nervioso ubicado en la parte final de la porción muscular del esófago. Poro excretor ligeramente posterior al anillo nervioso. Deiridios pequeños, anterior al anillo nervioso. Presencia de fásmidos subterminales.

Macho ( $n=8$ ): Longitud total 20.06 (14.56 - 21.38) mm y ancho 398.69 (346.30 - 464.55) mm en la mitad del cuerpo. Distancia del anillo nervioso, 358.97 (340.46 - 375.29), deiridios 218.48 (202.91 - 239.68) y poro excretor 460.15 (429.87 - 479.73) al extremo apical. Longitud de la porción muscular 373.62 (336.19 - 390.25) y porción glandular del esófago 5208.06 (4590.34 - 5806.67). Extremo posterior enrollado ventralmente con gruesas alas caudales. Superficie posteroventral ornamentada con numerosas estrías precloacales longitudinales y patrones irregulares postcloacales transversales. Espículas de distintas morfologías y tamaños; espícula derecha 972.76 (928.84 - 1035.36) de largo, 27.17 (20.38 - 35.7) de ancho y espícula izquierda 464.7 (374.86 - 532.8) de largo, 51.06 (37.59 - 55.37) de ancho; cada espícula encerrada en una vaina claramente visible cuando están extendidas; vaina de la espícula izquierda más grande, con extremo distal puntiagudo; vaina de la espícula derecha de forma irregular. Gubernáculo en vista lateral 146.13 (142.23 - 148.18); con forma de V. Presenta 4 papilas preanales enormes y sésiles, una papila impar en el borde anterior de la cloaca, 6 pares de papilas

postcloacales (2 pares grandes y 4 pequeños) y un par de anfidios. Distancia del ano al extremo caudal 283.44 (250.9 – 330.38).

Hembra ( $n=11$ ): Longitud total 43.38 (42.44 - 44.32) mm y ancho, 702.28 (568.17 - 934.06) mm en la mitad del cuerpo. Distancia del anillo nervioso 442.22 (374.92 - 510.39), deiridios 319.28 (252.22 – 427.26) y poro excretor 566.63 (507.82 - 622.96) al extremo apical. Longitud de la porción muscular 439.64 (349.56 - 585.64) y porción glandular 6441.20 (5469.28 - 8084.50) del esófago. Vulva sin ornamentación y cerca de la mitad del cuerpo o ligeramente posterior a este, 15.25 (11.35 - 22.62) mm al extremo caudal. Distancia del ano al extremo caudal 408.61 (328.05 – 476.54). Huevos 48.32 (44.78 - 53.44) x 32.95 (30.63 - 35.01).

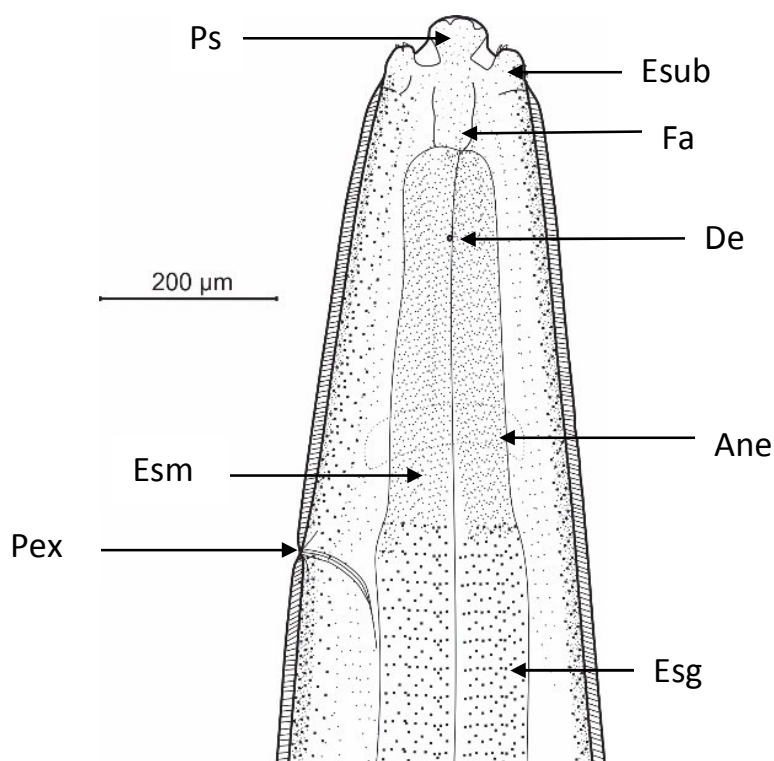


FIGURA 11. HEMBRA DE *P. numidica*.- Extremo apical.

Ps= Pseudolabio; Esub= Elevación submediana; Esm= Esófago muscular; Esg= Esófago glandular; Fa= Faringe; De= Deiridio; Ane= Anillo nervioso; Pex= Poro excretor.

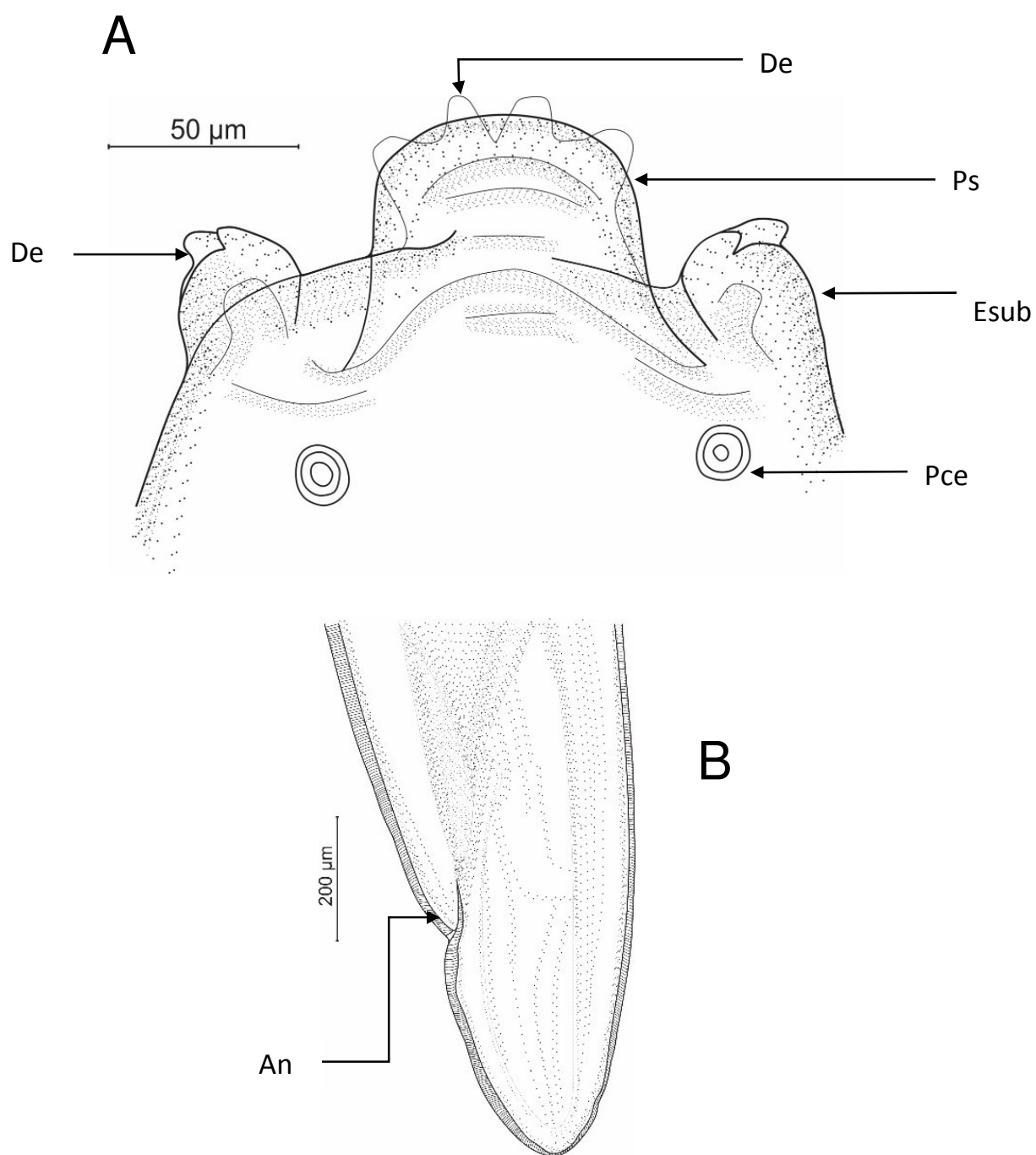


FIGURA 12. HEMBRA DE *P. numidica*.- (A) Detalles del extremo apical; (B) Extremo caudal.

De= Dentículo; Ps= Pseudolabio; Esub= Elevación submediana; Pce= Papila cefálica;  
An= ano.

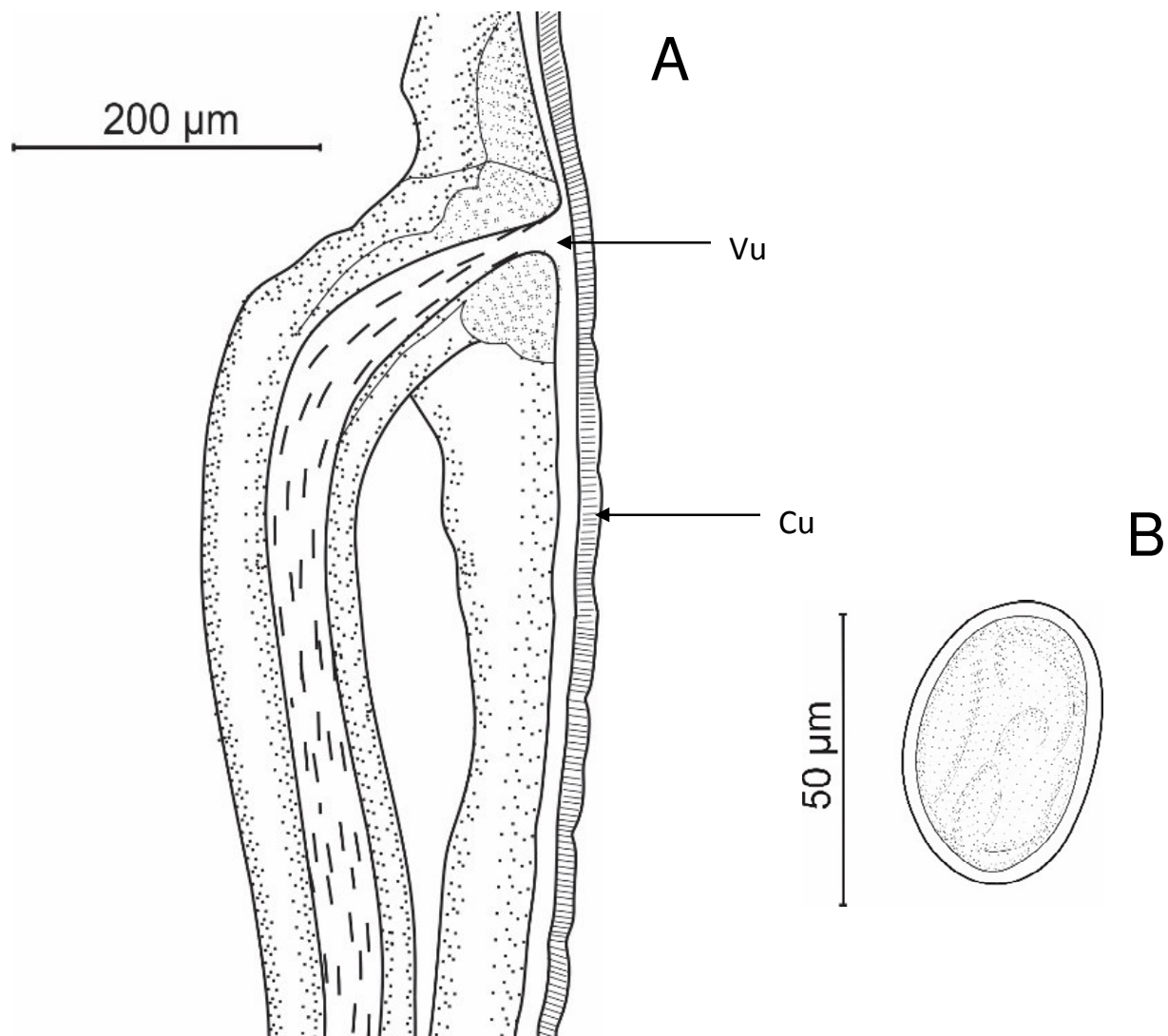


FIGURA 13. HEMBRA DE *P. numidica*.- (A) Detalles de la vulva; (B) Huevo.

Vu= Vulva; Cu= Cutícula gruesa con estrías transversales.



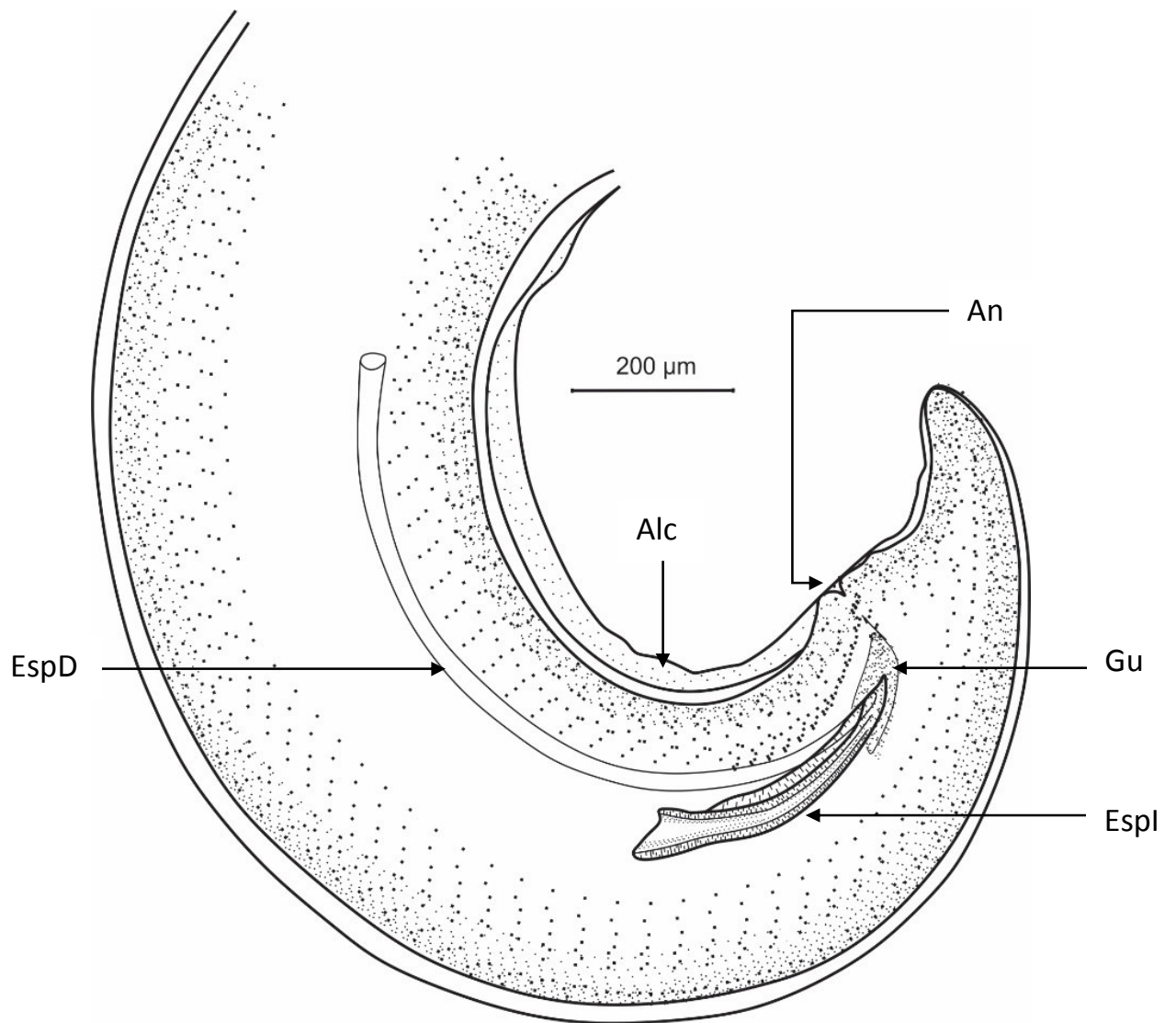


FIGURA 14. MACHO DE *P. numidica*.- Extremo caudal.

EspD= Espícula derecha; EspI= Espícula izquierda; Gu= Gubernáculo; Alc= Ala caudal;  
An= ano.

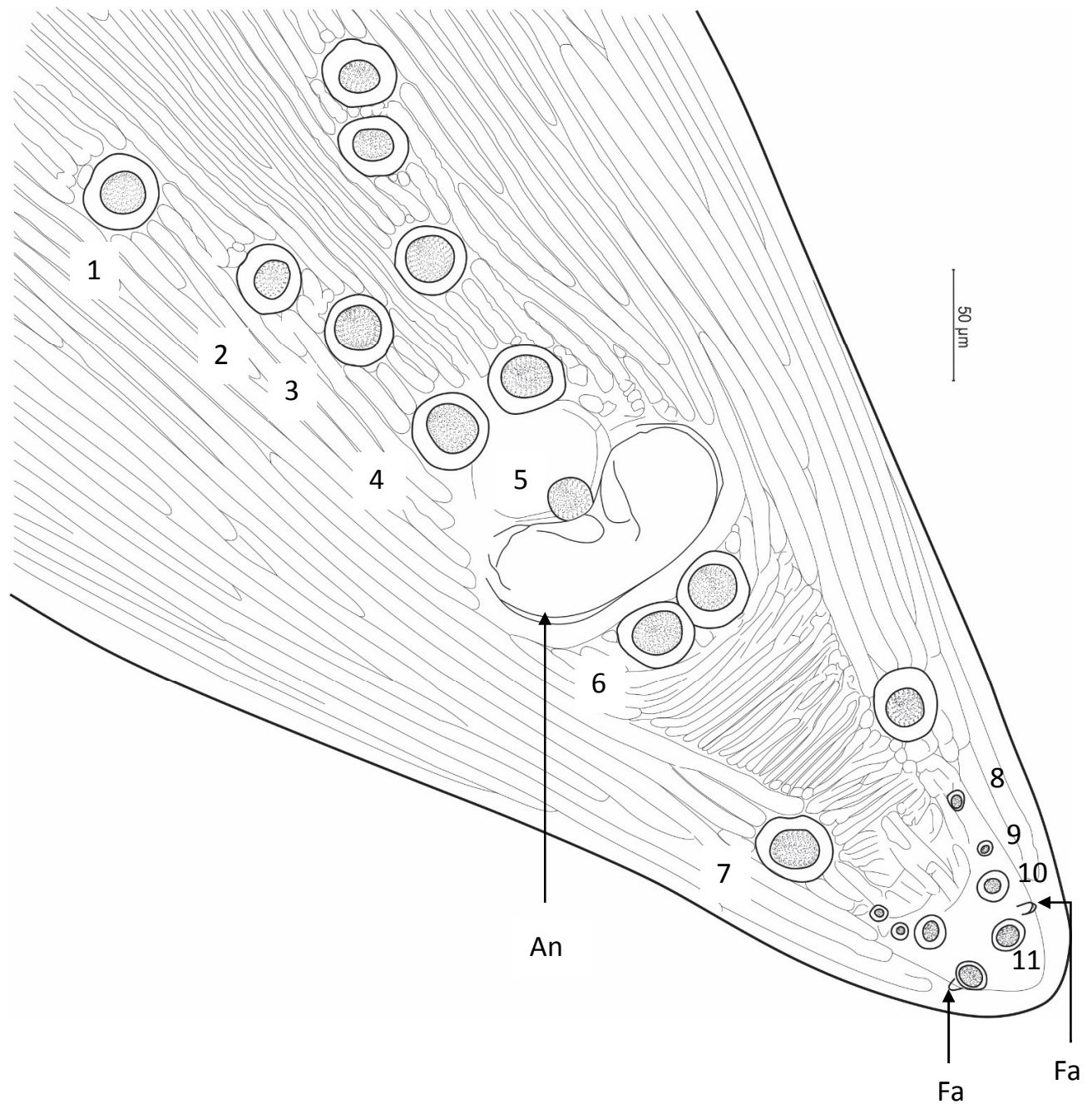


FIGURA 15. MACHO DE *P. numidica*.- Región posteroventral.

1 - 4= Pares de papilas preanales; 5= papila media, en el borde del ano; 6 - 11= Pares de papilas postanales; Fa= Fásmido; An= ano.

*Stilestrongylus* sp.

(FIGURAS 16 - 18)

Phylum: NEMATODA Rudolphi, 1808

Clase: SECERNENTEA von Linstow, 1905

Orden: STRONGYLIDA Molin, 1861

Superfamilia: TRICHOSTRONGYLOIDEA Durette-Desset, 1985

Familia: HELIGMONELLIDAE Durette-Desset y Chabaud,

1977

Género: *Stilestrongylus* Freitas, Lent y Almeida 1937

Hospederos: *Akodon orophilus*

Procedencia:

- Localidades de ACP Huiquilla, Borde derecho del río Utcubamba, Copal y Hierba buena; región de Amazonas (*A. orophilus*)

Lugar de infección: Intestino delgado

Número de ejemplares: 687

Intensidad de infección (mínimo – máximo): 1 - 84

Códigos de colección: Material depositado en la Colección Helmintológica y de Invertebrados afines MUSM N° 3711, 3712, 3713, 3714

DESCRIPCIÓN: (basada en 20 ejemplares)

General: Pequeños nematodos muy enrollados en diferentes grados a lo largo del lado ventral del cuerpo. El poro excretor está localizado ligeramente adelante del final del

esófago. Deiridios pequeños y muy poco marcados que se ubican junto al poro excretor. Presencia de vesícula cefálica y una abertura bucal de forma triangular en vista apical. Machos y hembras con una cutícula que presenta líneas o crestas longitudinales ininterrumpidas y de tamaños ligeramente desiguales que aparecen por detrás de la vesícula cefálica y que terminan justo por delante de la bursa caudal en los machos y alcanzando la extremidad posterior en las hembras. En los machos la bursa caudal presenta forma de campana y es asimétrica con el lóbulo derecho más desarrollado. Papilas prebursales no observadas. Las espículas son subiguales, delgadas y de forma alada. Las hembras son monodélficas con presencia de un mucrón en el extremo de cola. En la parte media del cuerpo, el número de crestas de la synlophe son 22 en machos y 27 en hembras.

Macho ( $n=10$ ): Longitud total 1.90 (1.48 – 2.41) mm y ancho en la parte media 72.23 (58.80 – 101.51) del cuerpo. Vesícula cefálica 39.10 (30.87 – 46.54) de largo y 21.78 (18.9 – 25.92) de ancho. Anillo nervioso, poro excretor y deiridios situados a 100.07 (73.39 – 135.16), 135.32 (97.58 – 178.51) y 142.37 (101.41 – 187.38) del extremo apical del cuerpo, respectivamente. Esófago 257.69 (213.45 – 310.30) de largo. Bursa caudal en forma de campana y asimétrica, con lóbulo derecho más desarrollado que el izquierdo, ambos de tipo 1 - 4. Rayo 2 en el lóbulo izquierdo es más robusto que en el lóbulo izquierdo. Los rayos 3, 4, 5 y 6 emergen de un tronco común: los rayos 3 se separan de los rayos 4 en el medio del tronco lateral, los rayos 4 y 5 presentan similar tamaño, y encuentran juntos hasta que se bifurcan en el tercio distal en el lóbulo izquierdo y en la mitad de su longitud en el lóbulo derecho. El rayo 6 es el más pequeño y emerge en la parte media del rayo 5 donde se observa una V formada por la bifurcación. Los rayos 8 surgen casi al mismo nivel en la base de la parte dorsal del tronco (el rayo izquierdo surge más próximo que el derecho). El rayo dorsal está dividido en el tercio distal en dos ramas,

cada una dividida en dos ramas subiguales en la parte distal, los rayos 9 (externo) son un poco más largos que los rayos 10 (interno). Papila prebursal no observado. Cono genital bien desarrollado, 47.28 (33.47 – 73.36) de largo por 31.74 (23.42 – 50.22) de ancho en la base. Papilas 0 y 7 no observados. Espículas delgadas subiguales, 433.01 (344.28 – 572.18) y 423.8 (341.46 – 557.87) terminando en punta afilada. Gubernáculo de 13.62 (11.66 – 15.71) de largo y 9.69 (6.5 – 11.62) de ancho.

Hembra( $n=10$ ): Longitud total 2.61 (1.99 – 3.37) mm y ancho en la parte media 83.80 (69.36 – 102.57) del cuerpo. Vesícula cefálica 42.78 (31.52 – 51.55) de largo y 22.63 (18.29 – 26.17) de ancho. Anillo nervioso, poro excretor y deiridios situados a 104.72 (84.99 – 137.91), 129.45 (111.66 – 202.04) y 137.35 (92.78 – 206.88) del extremo apical del cuerpo, respectivamente. Esófago 293.59 (228.99 – 342.10) de largo. Monodélfica. Extremidad posterior en algunos casos invaginada. Vulva situada a 81.07 (64.70 – 95.45) de la extremidad caudal. Vagina vera 29.66 (25.13 – 34.30) de largo, vestíbulo 72.46 (58.78 – 91.31) de largo, esfínter 25.94 (19.00 – 36.96) de largo y 18.61 (14.13 – 25.41) de ancho. Infundíbulo 112.08 (78.42 – 181.69) de largo. Útero 653.21 (418.46 – 891.77) de largo conteniendo 4 – 10 huevos de 73.50 (56.30 – 87.27) x 36.91 (25.83 – 45.94). Distancia del ano al extremo caudal 29.24 (21.64 – 33.48) presentando un mucrón.

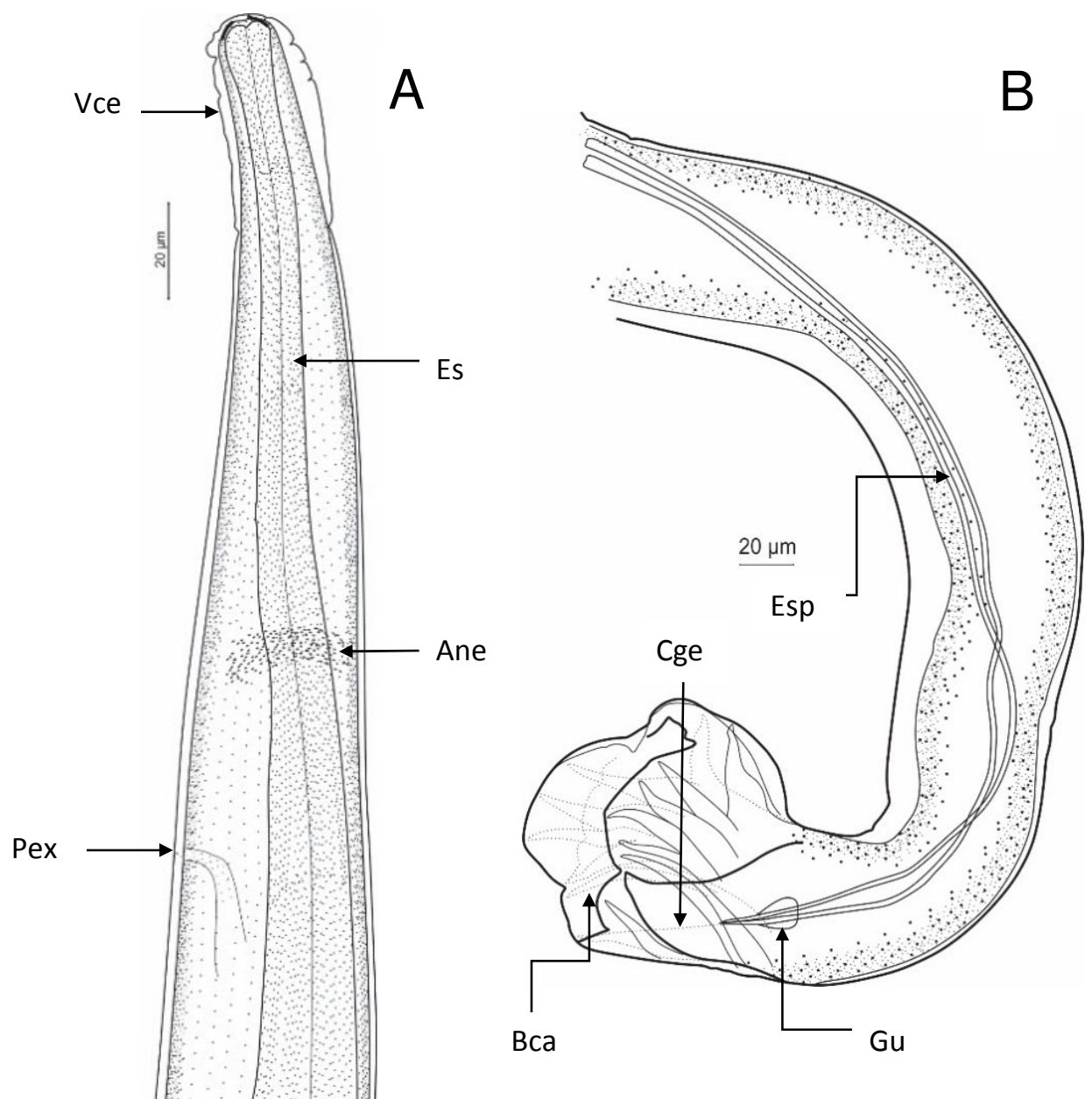


FIGURA 16. MACHO DE *Stilestrongylus* sp..- (A) Extremo apical; (B) Extremo caudal.

Vce= Vesícula cefálica; Es= Esófago; Ane= Anillo nervioso; Pex= Poro excretor;  
Esp= Espícula; Gu= Gubernáculo; Cge= Cono genital hipertrofiado; Bca= Bursa  
caudal.

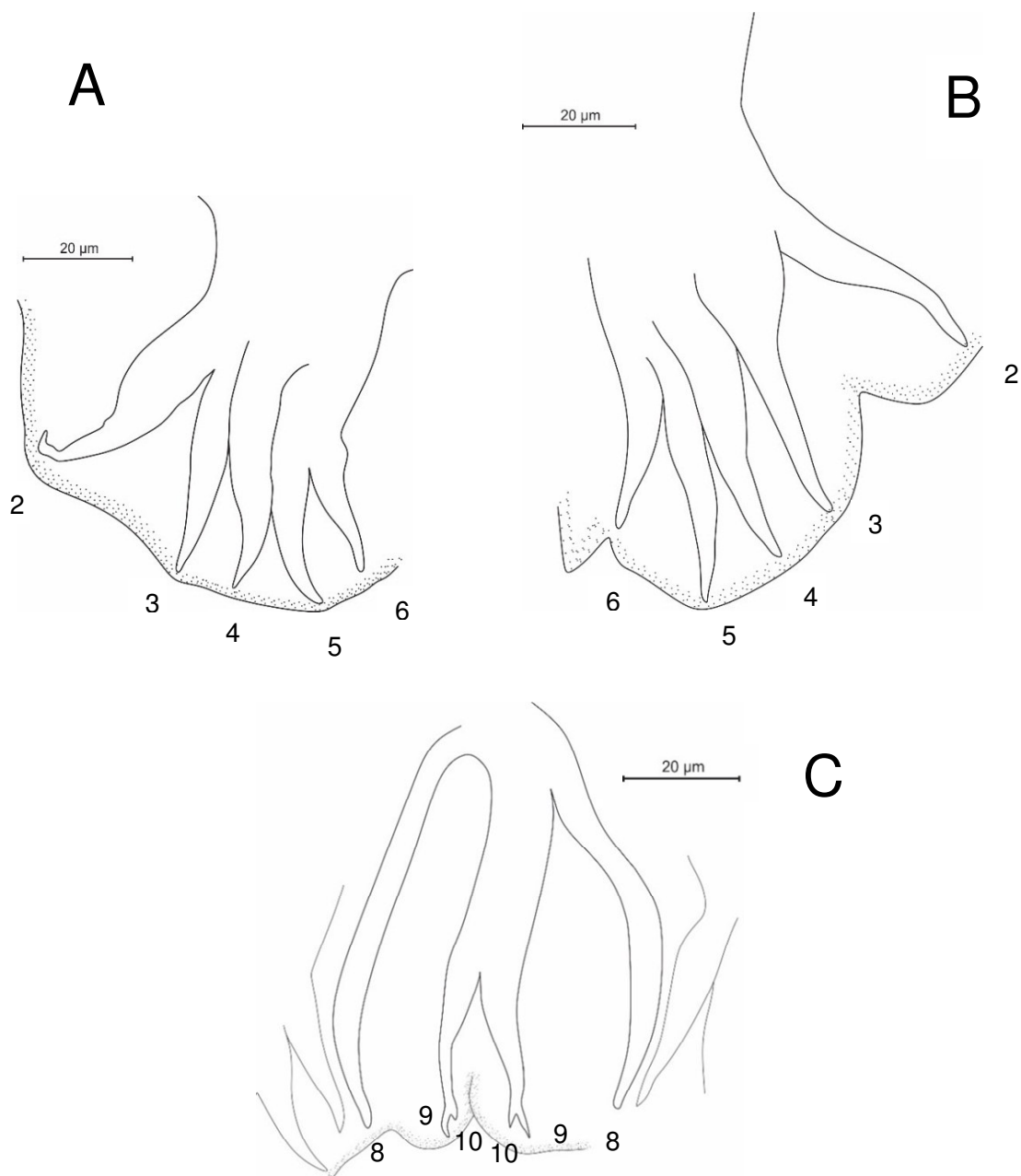


FIGURA 17. MACHO DE *Stilestrongylus* sp..- (A) Lóbulo izquierdo; (B) Lóbulo derecho;  
(C) Rayo dorsal.

2= Rayo antero-ventral; 3= Rayo postero-ventral; 4= Rayo antero-lateral, 5= Rayo medio lateral; 6= Rayo postero-lateral; 8= Rayo externo dorsal; 9= En el tronco dorsal, rayo externo; 10= En el tronco dorsal, rayo interno.



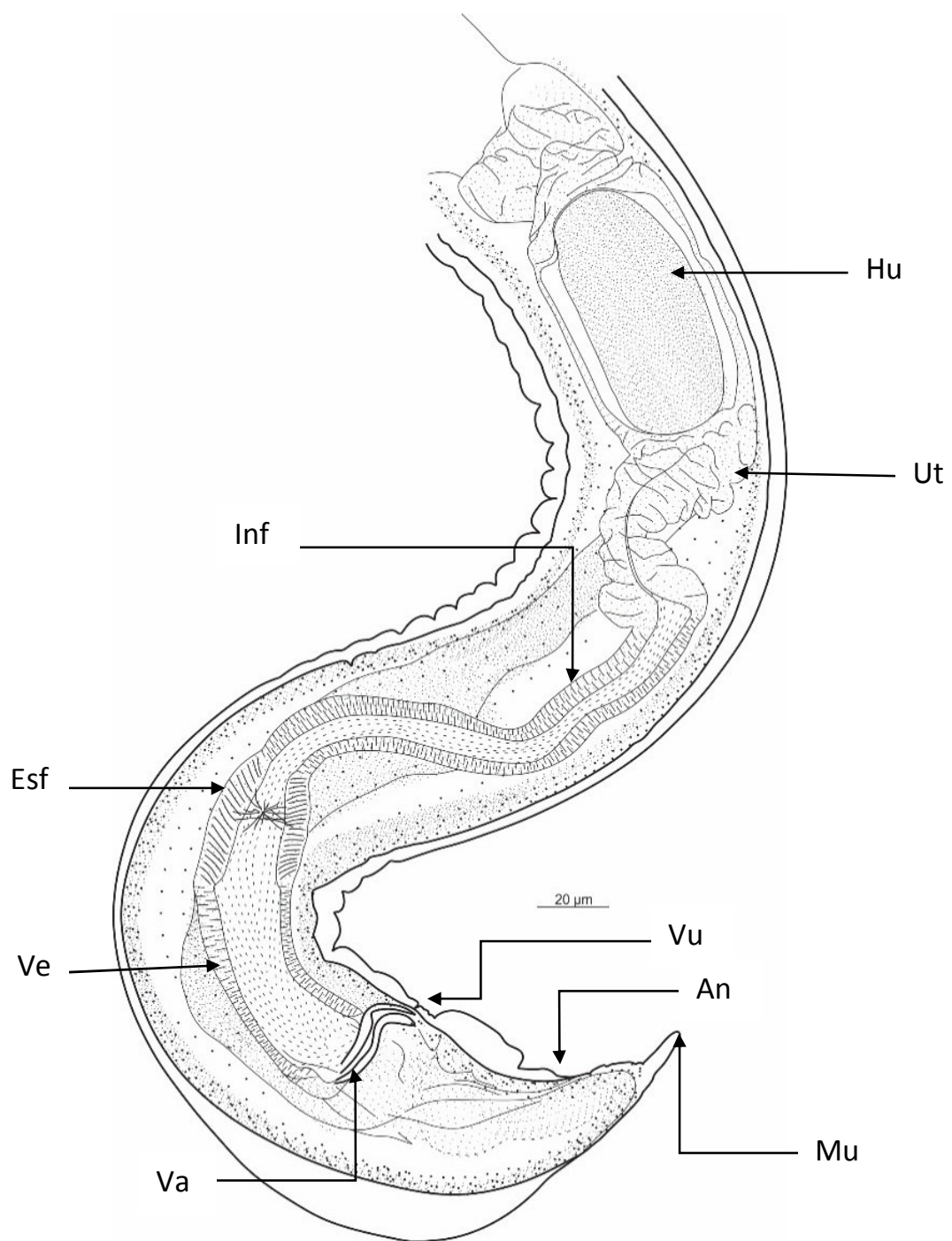


FIGURA 18. HEMBRA DE *Stilestrongylus* sp..- Extremo caudal.

Hu= Huevo; Ut= Útero; Inf= infundíbulo; Esf= Esfínter; Ve= Vestíbulo; Va= Vagina; Vu= vulva; An=Ano; Mu= Mucrón.



*Viannella trichospicula*

(FIGURAS 19 - 20)

Phylum: NEMATODA Rudolphi, 1808

Clase: SECERNENTEA von Linstow, 1905

Orden: STRONGYLIDA Molin, 1861

Superfamilia: TRICHOSTRONGYLOIDEA Durette-Desset, 1985

Familia: VIANNAIIDAE Durette-Desset y Chabaud, 1981

Género: *Viannella* Travassos, 1918

Hospederos: *Akodon orophilus*

Procedencia:

- Localidades de ACP Huiquilla, Borde derecho del río Utcubamba, Copal y Hierba buena; región de Amazonas (*A. orophilus*)

Lugar de infección: intestino delgado

Número de ejemplares: 148

Intensidad de infección (mínimo – máximo): 1 - 47

Códigos de colección: Material depositado en la Colección Helmintológica y de Invertebrados afines MUSM N° 3715, 3716, 3717, 3718.

DESCRIPCIÓN: (basada en 12 ejemplares)

General: Son pequeños nematodos, frágiles y enrollados a lo largo del lado ventral del cuerpo. Cutícula fuertemente dilatada en el cuadrante dorsal izquierdo. Anillo nervioso difícil de observar. Deiridios situados casi al mismo nivel del poro excretor, ligeramente anterior o posterior a él. Presenta vesícula cefálica. En la cutícula se observan crestas

longitudinales ininterrumpidas y separadas en dos grupos en el cuadrante ventral derecho y el cuadrante dorsal izquierdo. Número de crestas en la región media del cuerpo: 11 (4 dorsales, 7 ventrales) en los machos y 12 (5 dorsales, 7 ventrales) en las hembras.

Macho( $n=6$ ): Longitud total 1.6 (1.44 – 1.17) mm y ancho en la mitad 65.95 (52.46 – 83.31) del cuerpo. Vesícula cefálica 42.55 (36.59 – 46.56) de largo y 20.29 (17.27 – 22.9) de ancho. Anillo nervioso y poro excretor situados a 102.13 (88.63 – 110.10), 123.25 (113.34 – 134.53) del lado apical del cuerpo, respectivamente. Deiridios no observados. Esófago 256.05 (139.89 – 301.50) de largo. Bursa caudal ligeramente asimétrico con el lóbulo izquierdo más grande y el patrón de tipo 1-4 con tendencia 1-3-1. Rayos 2-6 separados al mismo nivel de su tronco en común. Papila prebursal no observada. Rayo 3 más desarrollado que los demás. Los rayos 8 son largos y surgen en la base del rayo dorsal. El rayo dorsal se divide posterior a la emersión de los rayos 8 en dos ramas formando una "V" abierta. Cada rama dividida en la parte distal en dos ramas pequeñas, rayos 9 (externas) y rayos 10 muy reducidos (internas). Cono genital 17.16 (14.26 – 19.15) de largo por 15.20 (11.75 – 17.44) de ancho en la base. Espículas delgadas de 94.32 (84.23 – 102.37) y 97.12 (87.96 – 104.17) de largo terminando en una punta. Proporción de la espícula/ longitud del cuerpo 6% (5 – 7 %). Gubernáculo ausente.

Hembra( $n=6$ ): Longitud total 2.1 (1.87 – 2.27) mm y ancho en la mitad 73.80 (65.47 – 80.22) del cuerpo. Vesícula cefálica 50.37 (40.21 – 55.39) de largo y 20.95 (18.80 – 25.44) de ancho. Anillo nervioso y poro excretor situados a 121.95 (99.81 – 132.56), 151.58 (101.40 – 179.47) del lado apical del cuerpo, respectivamente. Deiridios no observados. Esófago 297.67 (279.28 – 313.48) de largo. Monodélfica. Vulva situada a 153.88 (145.34 – 157.62) de la extremidad caudal. Vagina vera 25.36 (20.11 – 33.60) de largo, vestíbulo 16.47 (15.90 – 17.12) de largo, esfínter 31.09 (19.97 – 42.27) de largo y 34.92 (28.37 – 42.70) de ancho. Infundíbulo de 68.04 de largo. Útero 308.91 (173.34 –

404.27) de largo conteniendo 2 – 4 huevos de 64.76 (60.13 – 71.19) x 37.16 (29.81 – 42.79). Distancia del ano al extremo caudal 61.67 (56.64 – 67.19) terminando como punta muy afilada.

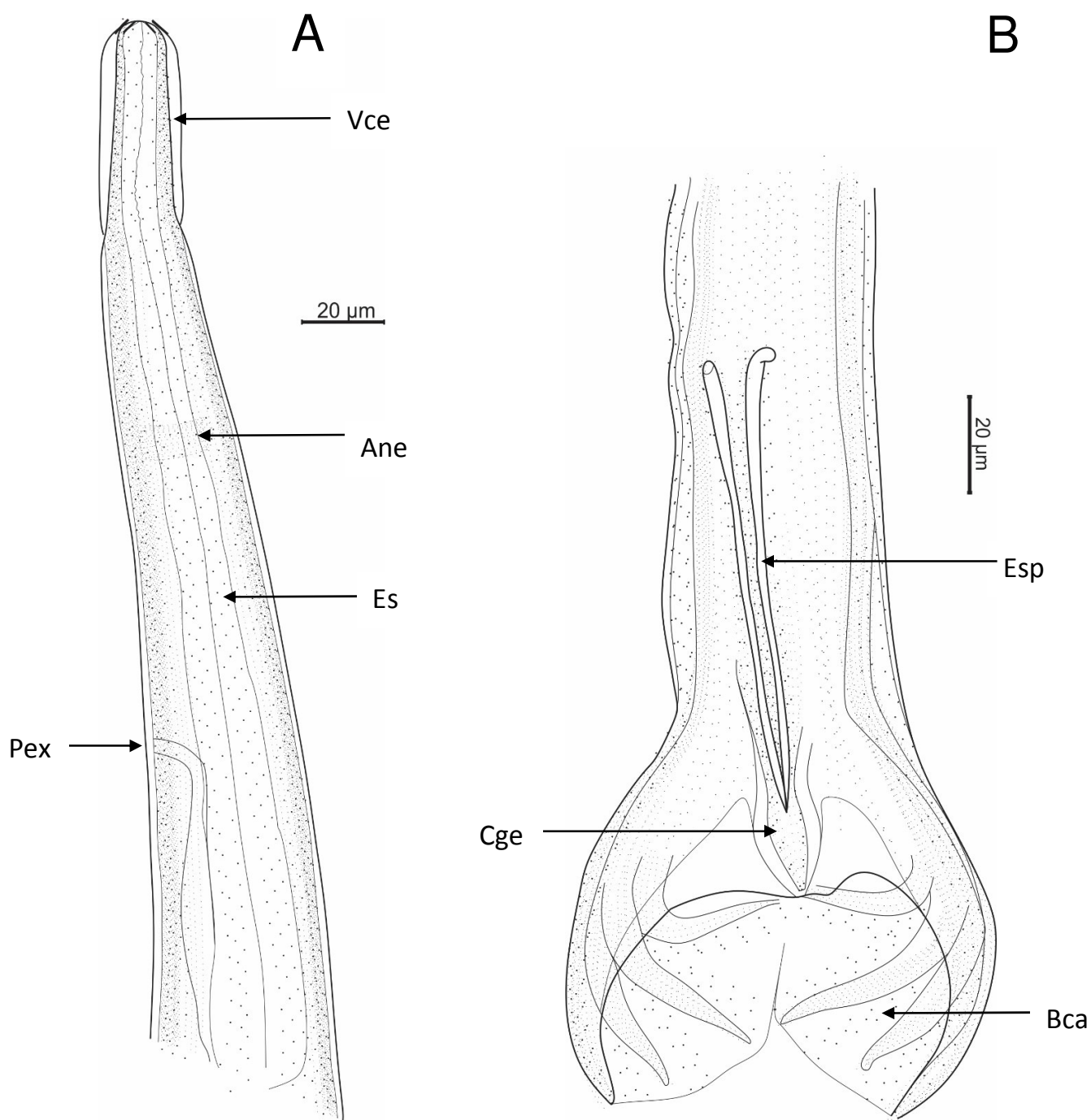


FIGURA 19. MACHO DE *V. Trichospicula*.- (A) Extremo apical; (B) Extremo caudal.

Vce= Vesícula cefálica; Ane= Anillo nervioso; Es= Esófago; Pex= Poro excretor;  
 Esp= Espícula; Cge= Cono genital; Bca= Bursa caudal.

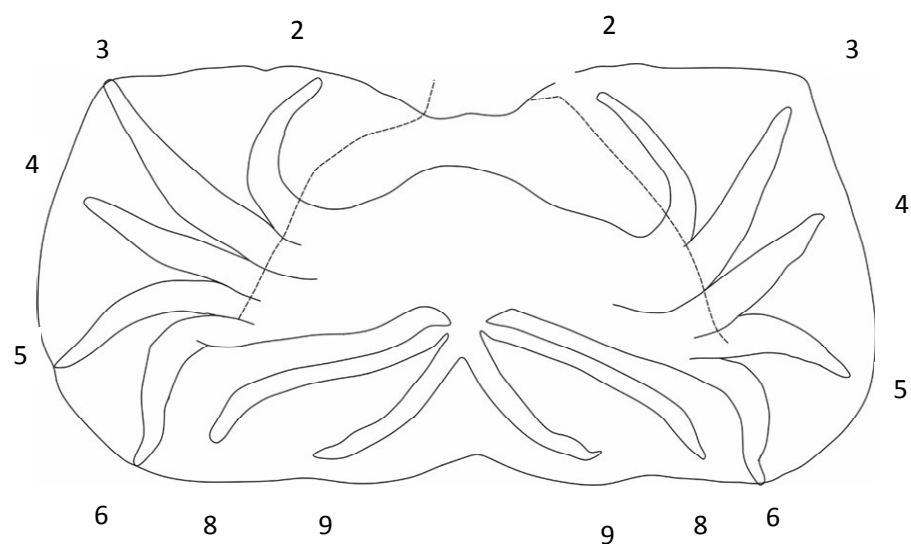


FIGURA 20. MACHO DE *V. trichospicula*.- Bursa caudal.

2= Rayo antero-ventral; 3= Rayo postero-ventral; 4= Rayo antero-lateral, 5= Rayo medio lateral; 6= Rayo postero-lateral; 8= Rayo externo dorsal; 9= Rayo dorsal

*Pterygodermatites (Paucipectines) azarai*

(FIGURAS 21 - 22)

Phylum: NEMATODA Rudolphi, 1808

Clase: SECERNENTEA von Linstow, 1905

Orden: SPIRURIDA Diesing, 1861

Superfamilia: RICTULARIOIDEA Raillet, 1916

Familia: RICTULARIIDAE Raillet, 1916

Género: *Pterygodermatites* Wedl, 1861

Hospederos: *Akodon orophilus*, *Akodon subfuscus*

Procedencia:

- Localidades de ACP Huiquilla, Copal y Hierba buena; región de Amazonas (*A. orophilus*)
- Localidades de Cabanaconde, Pinchollo, Coporaque y Sibayo; región de Arequipa (*A. subfuscus*)

Lugar de infección: intestino delgado y estómago

Número de ejemplares: 18 (*A. orophilus*) y 46 (*A. subfuscus*)

Intensidad de infección (mínimo – máximo): 1-4 en *A. orophilus*, 1 – 7 en *A. subfuscus*

Códigos de colección: Material depositado en la Colección Helmintológica y de Invertebrados afines MUSM N° 3719, 3720, 3721, 3722, 3723, 3724, 3725

DESCRIPCIÓN: (basada en 15 ejemplares de *A. orophilus* y 25 ejemplares de *A. subfuscus*)

General: Nematodos con cuerpo ligeramente ensanchado en la parte posterior y cutícula gruesa con estriaciones transversales. Abertura oral apical y algo hexagonal, con gruesos márgenes, rodeada por 5 pares de papilas, 2 pares cefálicos y 3 pares labiales internos (1 dorsal, 1 ventral y 1 lateroventral). Tres dientes esofágicos en la base de la cápsula bucal que es amplia y de paredes gruesas. Dos filas de proyecciones o procesos cuticulares ventrolaterales quitinosos que se distribuyen a lo largo del cuerpo, comenzando al final de la cápsula y terminando cerca al ano en las hembras y al nivel de los abanicos ventrales en los machos. Un solo tipo de proyecciones cuticulares presente en machos: en forma de peine, y 2 tipos diferentes en hembras: Espinas simples y peines. Esófago dividido en una porción anterior muscular corta y una porción posterior glandular larga. Dentículos en el borde de la capsula bucal separado irregularmente entre sí.

Machos( $n=14$ ): Longitud total 2.49 (1.81 – 3.24) mm, y ancho 184.24 (131.67 – 233.26) en la parte media del cuerpo. Paredes de la cavidad bucal 23.94 (16.98 – 41.95) y 20.25 (13.02 – 39.61) de longitud por 33.19 (23.90 – 50.45) de ancho en vista lateral. Esófago 180.19 (132.50 – 248.06) en la parte muscular y 481.57 (303.89 – 623.11) en la parte glandular. Anillo nervioso y deiridios localizados a 161.19 (107.33 – 193.98) y 305.4 del extremo anterior respectivamente; poro excretor no observado. Presenta 39 a 42 pares de procesos cuticulares en forma de peine y tres proyecciones cuticulares en forma de abanicos (fan) ventrales anteriores a la cloaca (un ejemplar presentó solo 2). Abanico cuticular anterior 37.56 (28.12 – 50.83), medio 46.61 (36.23 -61.88) y posterior 57.07 (40.65 – 76.12) de largo. Distancia de la última proyección cuticular (peine) al extremo caudal 422.77 (329.9 – 568.97). Longitud del ano al extremo caudal 100.13 (74.25 – 117.69). Espículas marcadamente desiguales, curvadas ventralmente, con puntas roma; espícula mayor 96.59 (84.41 – 110.62) de largo, espícula menor 47.17 (35.45 – 56.79) de

largo. Gubernáculo 14.01 (11.5 – 16.51) de largo. Papilas caudales sésiles de difícil visualización: 2 pares precloacales, 8 pares postcloacales y 1 papila en el borde del ano.

Hembras( $n=26$ ): Longitud total 27.03 (11.69 – 35.25) mm, y ancho 460.04 (286.98 – 566.86) en la parte media del cuerpo. Paredes de la cavidad bucal 65.96 (42.71 – 92.50) y 53.86 (35.48 – 77.07) de longitud por 80.30 (53.05 – 108.09) de ancho en vista lateral. Esófago 647.33 (343.03 – 915.75) en la parte muscular y 2087.47 (1021.58 – 2937.00) en la parte glandular. Anillo nervioso, poro excretor y deiridios localizado a 461.71 (286.36 – 587.23), 676.87 (432.84 – 803.84) y 739.83 (466.63 – 927.30) del extremo anterior respectivamente. Son 69 a 72 pares de procesos cuticulares (30 a 32 de ellos prevulvares) que anteriores a la cloaca son más grandes, próximos entre sí y presenta forma de peine a diferencia de los que se encuentran después de la vulva o a nivel de ella que tienen un aspecto más fino y puntiagudo (forma de espina) distanciándose entre sí cada vez más a medida que avanza de la vulva en dirección a la extremidad posterior. La vulva es posterior a la unión esófago – intestino y se encuentra a 3671.97 (1951.96 – 5003.78) del extremo caudal. Distancia entre la vulva y la unión esófago – intestino 936.77 (338.83 – 1851.90). Distancia de la última proyección cuticular (espina) al extremo caudal. 1771.95 (586.21 – 2841.29). Longitud del ano al extremo caudal 696.36 (278.87 – 938.98). Huevos 34.72 (24.33 – 41.85) x 24.45 (15.82 – 33.16).



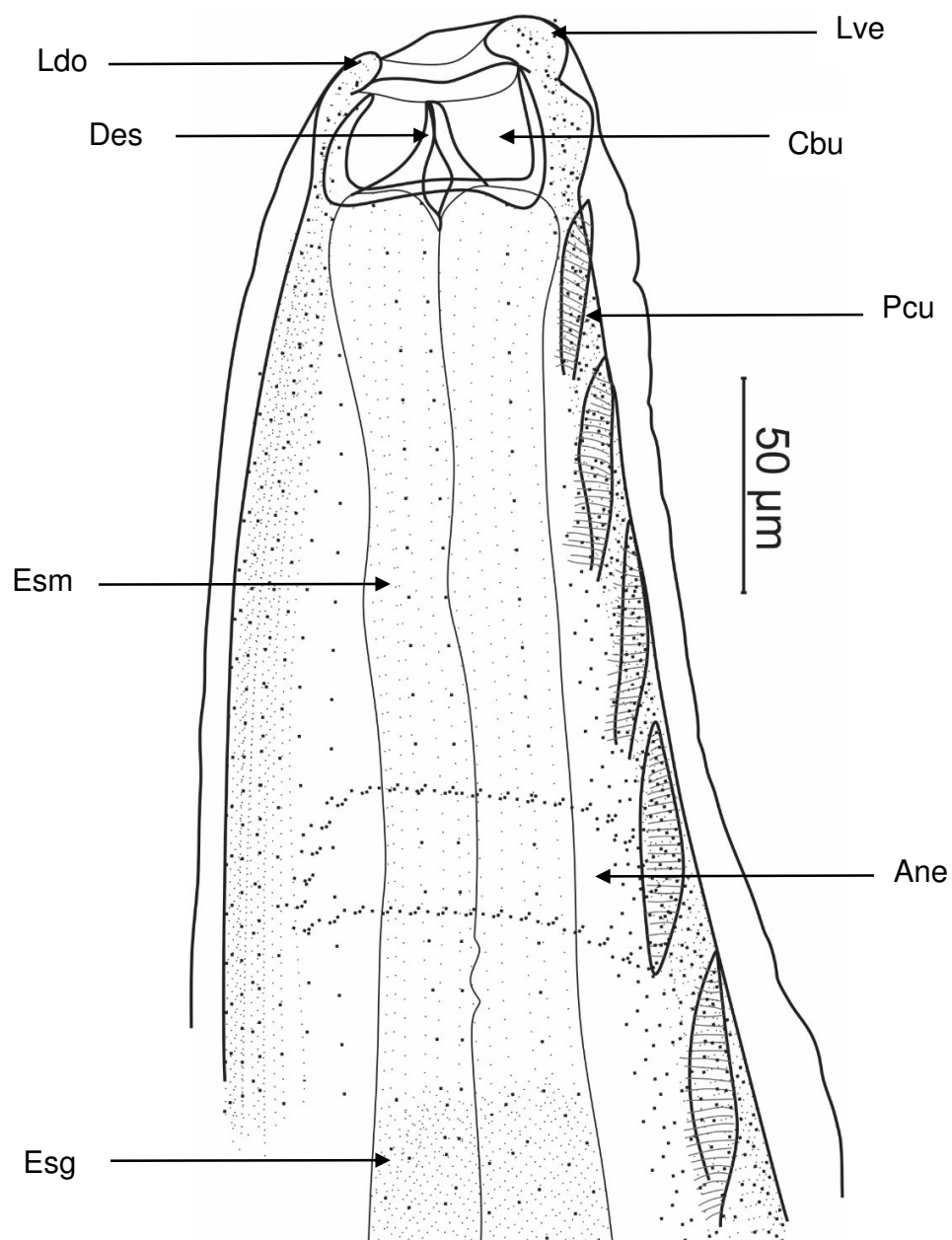


FIGURA 21. MACHO DE *P. (Paucipectines) azarai*.- Extremo apical.

Lve= Papila labial ventral; Ldo= Papila labial dorsal; Des= Diente esofágico; Cbu= Cápsula bucal; Pcu= Proyección cuticular; Esm= Esófago muscular; Esg= Esófago glandular; Ane=Anillo nervioso.

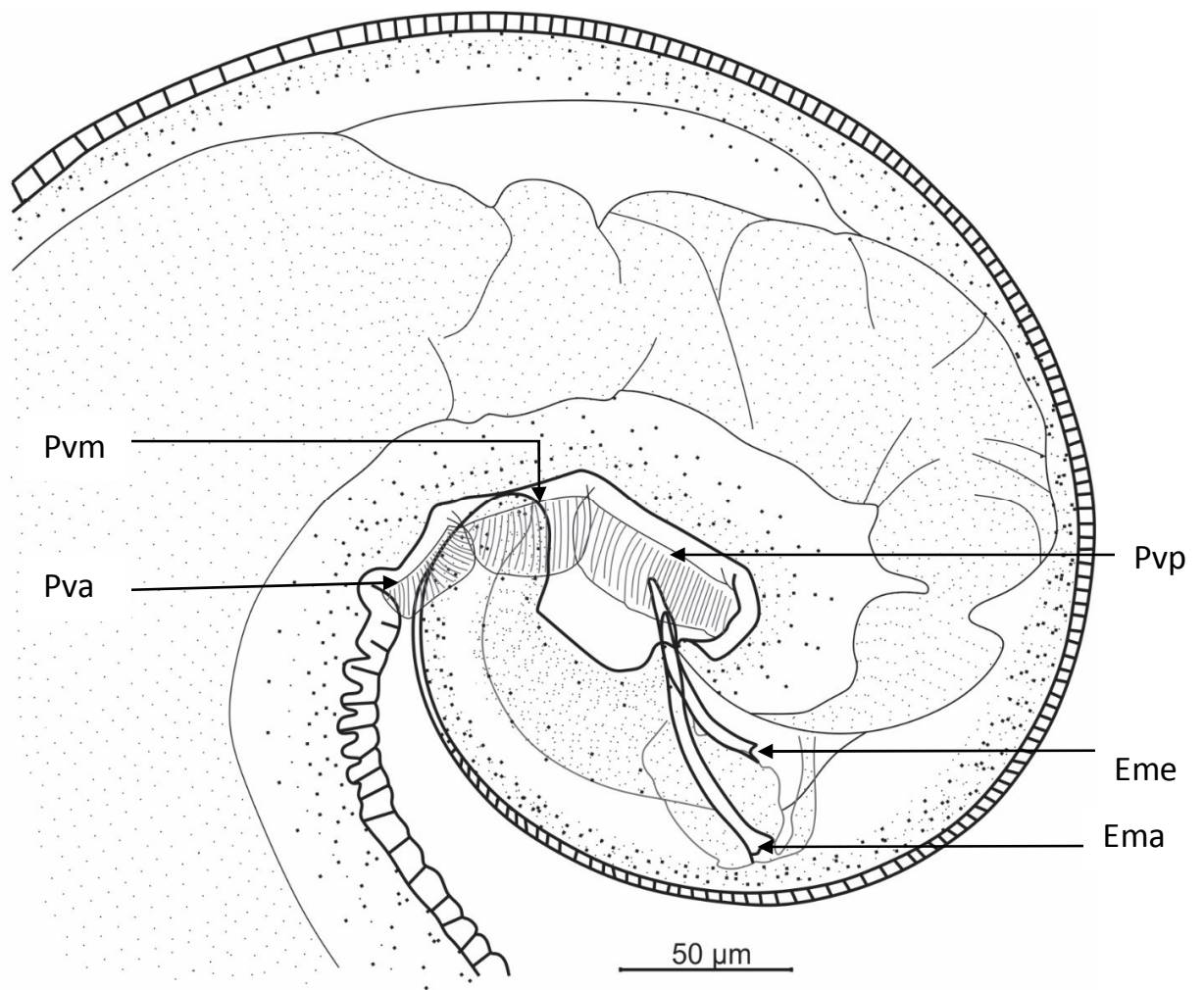


FIGURA 22. MACHO DE *P. (Paucipectines) azarai*.- Extremo caudal.

Pva= Proyección ventral (fan) anterior; Pvm= Proyección ventral (fan) medio; Pvp= Proyección ventral (fan) posterior; Eme= Espícula menor; Ema= Espícula mayor.

*Pterygodermatites (Paucipectines) sp1.*

(FIGURAS 23 - 24)

Phylum: NEMATODA Rudolphi, 1808

Clase: SECERNENTEA von Linstow, 1905

Orden: SPIRURIDA Diesing, 1861

Superfamilia: RICTULARIOIDEA Raillet, 1916

Familia: RICTULARIIDAE Raillet, 1916

Género: *Pterygodermatites* Wedl, 1861

Hospederos: *Akodon orophilus*

Procedencia:

- ACP Huiquilla; región de Amazonas (*A. orophilus*)

Lugar de infección: intestino delgado y estómago

Número de ejemplares: 14

Intensidad de infección (mínimo – máximo): 1 - 4

Códigos de colección: Material depositado en la Colección Helmintológica y de Invertebrados afines MUSM N° 3726

DESCRIPCIÓN: (basada en 3 ejemplares)

Machos( $n=1$ ): Longitud total 2.89 mm, y ancho 280.19 en la parte media del cuerpo. Paredes de la cavidad bucal 19.57 y 16.68 de longitud por 26.4 de ancho en vista lateral. Esófago 171.78 en la parte muscular y 648.35 en la parte glandular. Anillo nervioso localizado a 171.58 del extremo anterior; poro excretor y deiridios no observados. Presenta 41 pares de procesos cuticulares sin distinción de los abanicos (fan) cuticulares

ventrales. Distancia de la última proyección cuticular (peine) al extremo caudal 406.48. Longitud del ano al extremo caudal 161.8. Espículas ligeramente desiguales; la mayor de 202.54 de largo y la menor de 188.47 de largo. Papilas caudales sésiles de difícil visualización: 2 pares precloacales y 8 pares postcloacales.

Hembras( $n=2$ ): Longitud total 40.35 (37.99 – 42.69) mm, y ancho 594.68 (589.15 – 600.2) en la parte media del cuerpo. Paredes de la cavidad bucal 71.96 (57.17 – 86.75) y 94.74 (92.63 – 96.84) de longitud por 106.53 (100.45 – 112.61) de ancho en vista lateral. Esófago 888.09 (861.78 – 914.39) en la parte muscular y 2882.61 (2877.25 – 2887.96) en la parte glandular. Anillo nervioso y deiridios localizado a 624.55 (592.72 – 656.37) y 994.08 (990.90 – 997.26) del extremo anterior respectivamente. Poro excretor no observado. Son 72 - 73 pares de procesos cuticulares (31 - 32 de ellos prevulvares) que anteriores a la cloaca son más grandes, próximos entre sí y presenta forma de peine a diferencia de los que se encuentran después de la vulva o a nivel de ella que tienen un aspecto más fino y puntiagudo (forma de espina) distanciándose entre sí cada vez más a medida que avanza de la vulva en dirección a la extremidad posterior. La vulva es posterior a la unión esófago – intestino y se encuentra a 5741.93 (5545.02 – 5938.83) del extremo caudal. Distancia entre la vulva y la unión esófago – intestino 936.77 (338.83 – 1851.90). Distancia de la última proyección cuticular (espina) al extremo caudal. 1932.74 (1856.70 – 2008.77). Longitud del ano al extremo caudal 938.19 (929.86 – 946.51). Huevos 37.93 (29.18 – 42.32) x 25.66 (18.26 – 31.83).

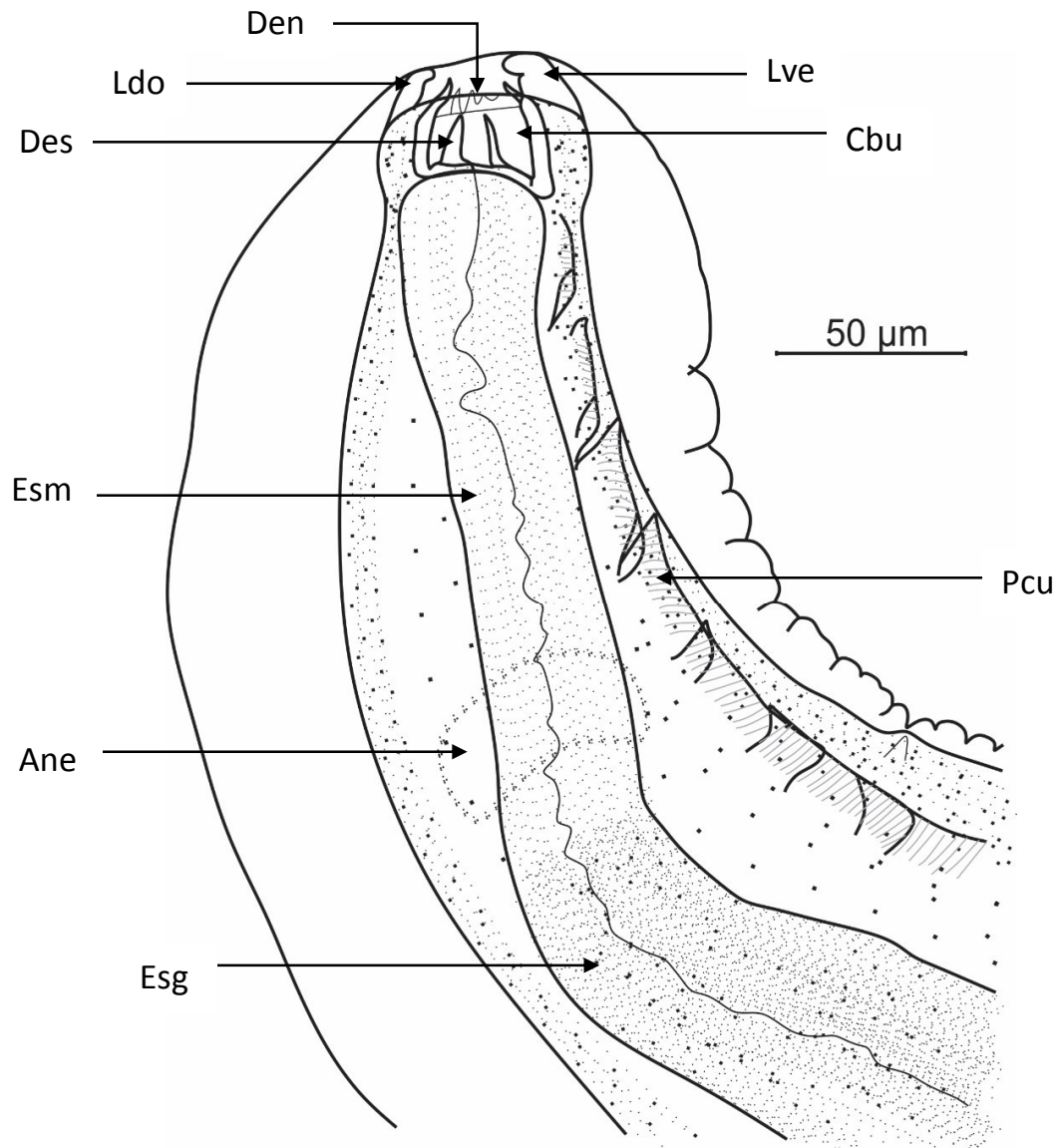


FIGURA 23. MACHO DE *P. (Paucipectines) sp1*.- Extremo apical.

Den= Dentículos; Lve= Papila labial ventral; Ldo= Papila labial dorsal; Des= Diente esofágico; Cbu= Cápsula bucal; Pcu= Proyección cuticular; Esm= Esófago muscular; Esg= Esófago glandular; Ane=Anillo nervioso.

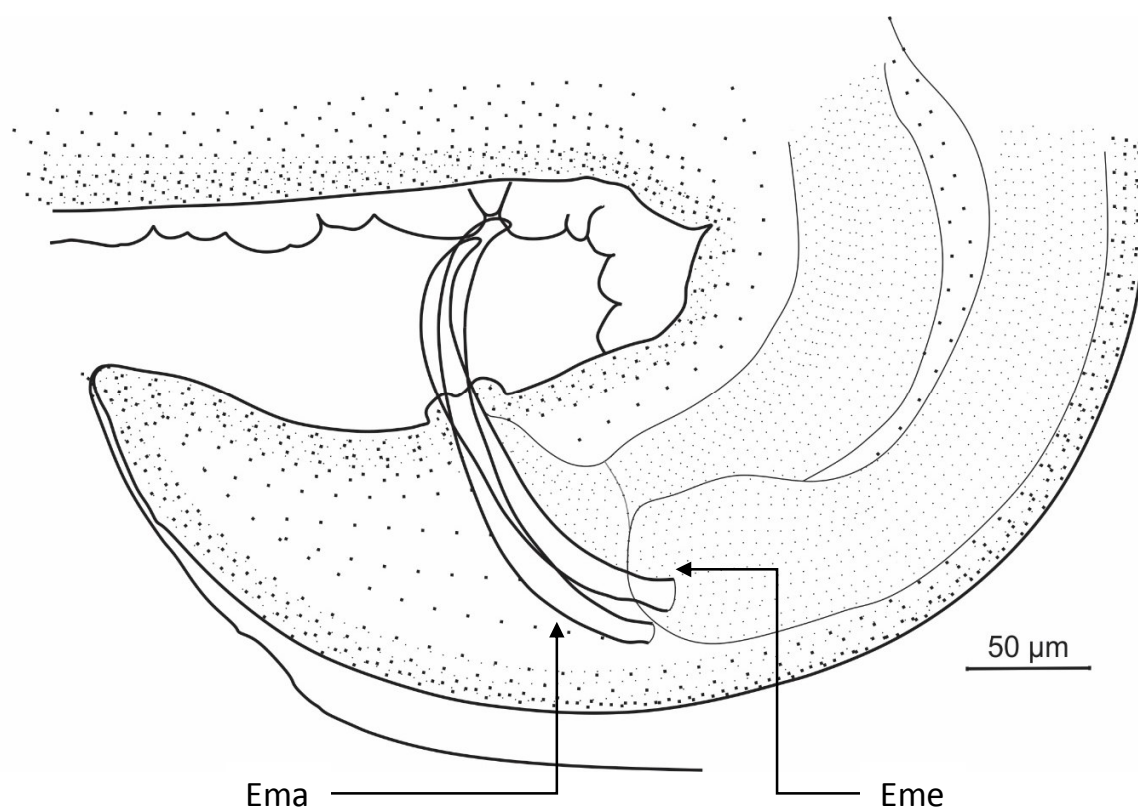


FIGURA 24. MACHO DE *P. (Paucipectines) sp1*.- Extremo caudal.

Eme= Espícula menor; Ema= Espícula mayor.

*Pterygodermatites (Paucipectines) sp2.*

(FIGURAS 25 - 26)

Phylum: NEMATODA Rudolphi, 1808

Clase: SECERNENTEA von Linstow, 1905

Orden: SPIRURIDA Diesing, 1861

Superfamilia: RICTULARIOIDEA Raillet, 1916

Familia: RICTULARIIDAE Raillet, 1916

Género: *Pterygodermatites* Wedl, 1861

Hospederos: *Akodon subfuscus*

Procedencia:

- Localidades de Cabanaconde, Pinchollo, Coporaque y Sibayo; región de Arequipa (*A. subfuscus*)

Lugar de infección: intestino delgado y estómago

Número de ejemplares: 54

Intensidad de infección (mínimo – máximo): 1 - 29

Códigos de colección: Material depositado en la Colección Helmintológica y de Invertebrados afines MUSM N° 3727, 3728, 3729, 3730

DESCRIPCIÓN: (basada en 18 ejemplares)

Machos( $n=7$ ): Longitud total 4.38 (3.47 – 4.78) mm, y ancho 303.70 (261.47 – 349.34) en la parte media del cuerpo. Paredes de la cavidad bucal 40.61 (22.64 – 65.00) y 32.06 (21.32 – 46.94) de longitud por 43.70 (22.90 – 52.30) de ancho en vista lateral. Esófago 308.97 (272.54 – 368.41) en la parte muscular y 759.45 (674.01 – 842.93) en la parte

glandular. Anillo nervioso localizado a 228.86 (213.33 – 251.74) del extremo anterior; poro excretor y deiridios no observados. Presenta 42 a 44 pares de procesos cuticulares en forma de peine y un solo abanico (fan) cuticular ventral anterior a la cloaca que mide 115.27 (83.43 – 143.28) de largo. Distancia de la última proyección cuticular (peine) al extremo caudal 506.57 (359.53 – 688.22). Longitud del ano al extremo caudal 164.40 (150.60 – 172.30). Espículas ligeramente desiguales, curvadas ventralmente, con puntas roma; espícula mayor 66.71 (61.92 – 70.57) de largo, espícula menor 54.64 (46.36 – 62.17) de largo. Gubernáculo 14.62 (12.76 – 16.97) de largo. Papilas caudales sésiles de difícil visualización: 2 pares precloacales y 8 pares postcloacales.

Hembras( $n=11$ ): Longitud total 38.75 (23.39 – 52.34) mm, y ancho 621.59 (492.60 – 812.16) en la parte media del cuerpo. Paredes de la cavidad bucal 77.65 (62.69 – 104.99) y 76.13 (45.77 – 100.48) de longitud por 98.93 (72.53 – 125.93) de ancho en vista lateral. Esófago 708.43 (562.46 – 892.88) en la parte muscular y 2414.29 (1862.47 – 2689.91) en la parte glandular. Anillo nervioso, poro excretor y deiridios localizados a 502.59 (415.63 – 571.21), 752.93 (676.51 – 821.57) y 872.89 (758.62 – 1080.13) del extremo anterior respectivamente. Presenta de 29 a 32 procesos cuticulares prevulvares. La vulva es posterior a la unión esófago – intestino y se encuentra a 4205.99 (3217.19 – 5481.61) del extremo caudal. Distancia entre la vulva y la unión esófago – intestino 1193.91 (664.27 – 1945.01). Longitud del ano al extremo caudal 820.35 (581.33 – 1016.53). Huevos 37.06 (28.20 – 42.33) x 28.24 (20.09 – 33.82).



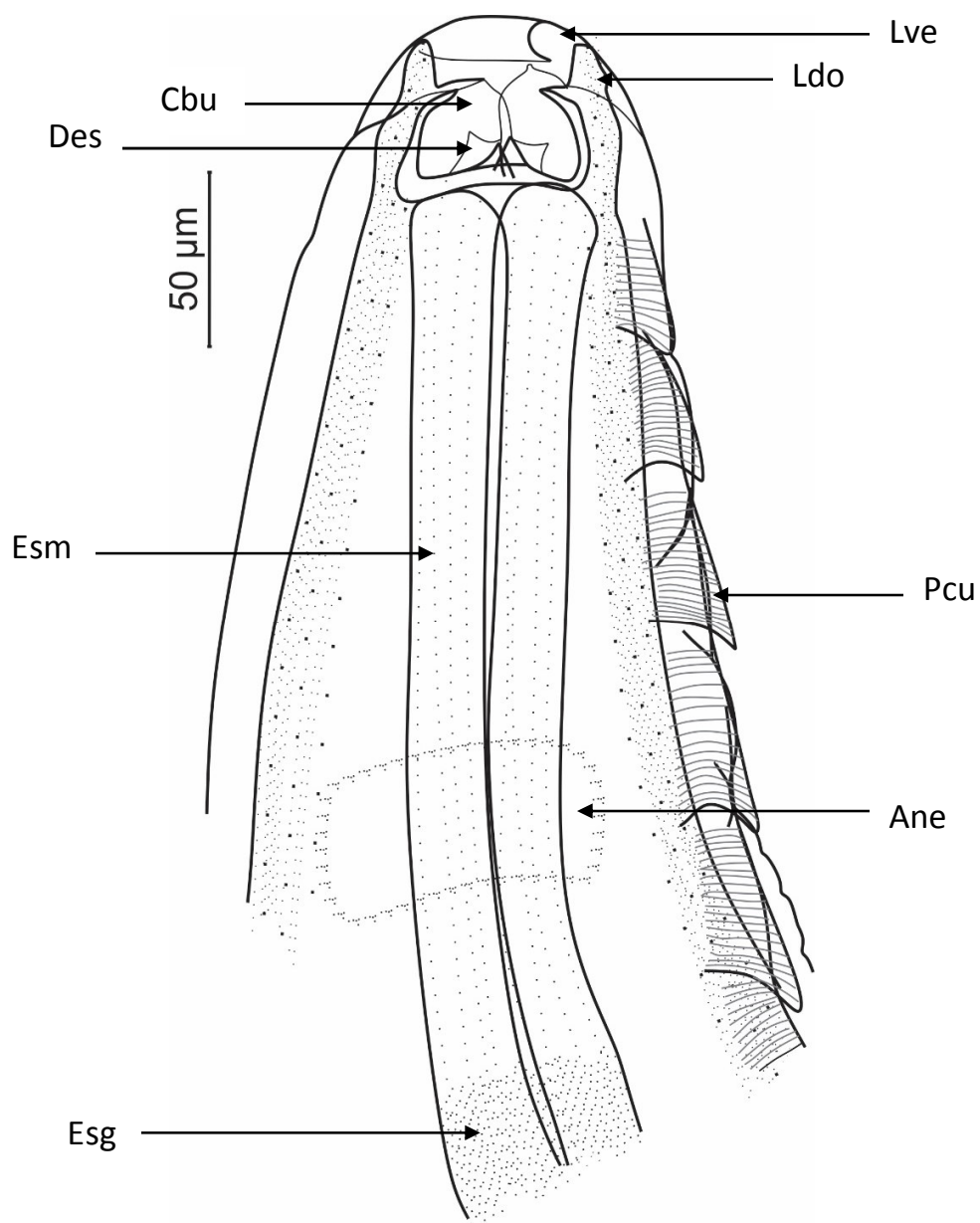


FIGURA 25. MACHO DE *P. (Paucipectines) sp2.*- Extremo apical.

Lve= Papila labial ventral; Ldo= Papila labial dorsal; Des= Diente esofágico; Cbu= Cápsula bucal; Pcu= Proyección cuticular; Esm= Esófago muscular; Esg= Esófago glandular; Ane=Anillo nervioso.

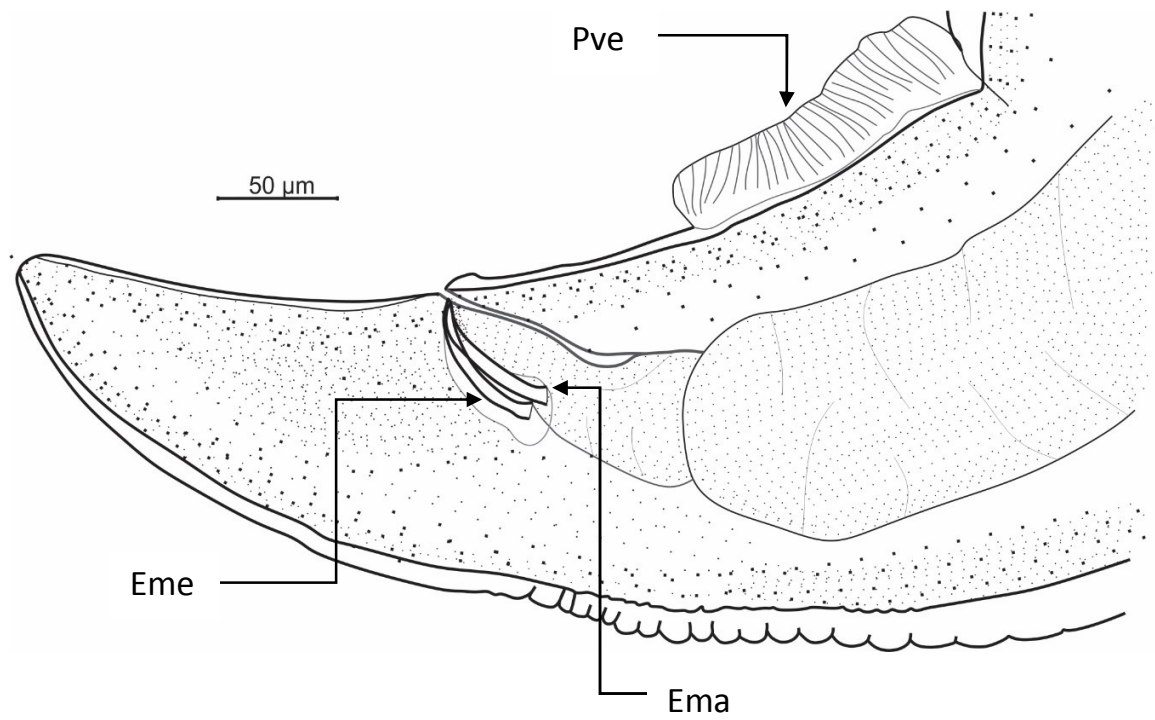


FIGURA 26. MACHO DE *P. (Paucipectines) sp2*.- Extremo caudal.

Pve= Proyección ventral (fan), Eme= Espícula menor; Ema= Espícula mayor.

## 5.2. DATOS ESTADÍSTICO

En total se colectaron 197 individuos pertenecientes a dos especies de roedores del género *Akodon*. 123 fueron hembras y 74 machos, de los cuales se determinó que el 88.32% estuvieron parasitados. En los roedores *A. orophilus* de la región de Amazonas, con 35 ejemplares, se observó mayor porcentaje de infección (100%); mientras que en *A. subfuscus* de Arequipa, con 162 ejemplares, el 85.80% presentaron parásitos, siendo 56.17% en hembras y 29.63% en machos. **(TABLA 2 Y 3).**

**TABLA 2.** Número de roedores *A. orophilus* colectados de Amazonas en relación a su parasitosis.

	<i>A. orophilus</i>		TOTAL	% TOTAL
	HEMBRAS	MACHOS		
Parasitados	20	15	35	100
No parasitados	0	0	0	0
<b>TOTAL</b>	20	15	35	100.00
<b>% TOTAL</b>	57.14	42.86	100.00	

**TABLA 3.** Número de roedores *A. subfuscus* colectados de Arequipa en relación a su parasitosis.

	<i>A. subfuscus</i>		TOTAL	% TOTAL
	HEMBRAS	MACHOS		
Parasitados	91 (56.17%)	48 (29.63%)	139	85.80
No parasitados	12 (7.41%)	11 (6.79%)	23	14.20
<b>TOTAL</b>	103	59	162	100.00
<b>% TOTAL</b>	63.58	36.42	100.00	

De los 4963 nematodos colectados en total, el 78.82% (3912) fueron de la especie *Syphacia carlitosi*, el 0.69% (34) de *Trichuris* cf. *peromysci*, el 1.01% (50) de *Protospirura numidica*, el 13.84% (687) de *Stilestrongylus* sp., el 2.98% (148) de *Viannella trichospicula* el 1.29% (64) de *Pterygodermatites* (*Paucipectines*) *azarai*, el 0.28% (14) de *Pterygodermatites* (*Paucipectines*) sp1. y el 1.09% (54) de *Pterygodermatites* (*Paucipectines*) sp2. (TABLA 4).

**TABLA 4.** Nematodos colectados en *A. orophilus* y *A. subfuscus* de las regiones de Amazonas y Arequipa respectivamente.

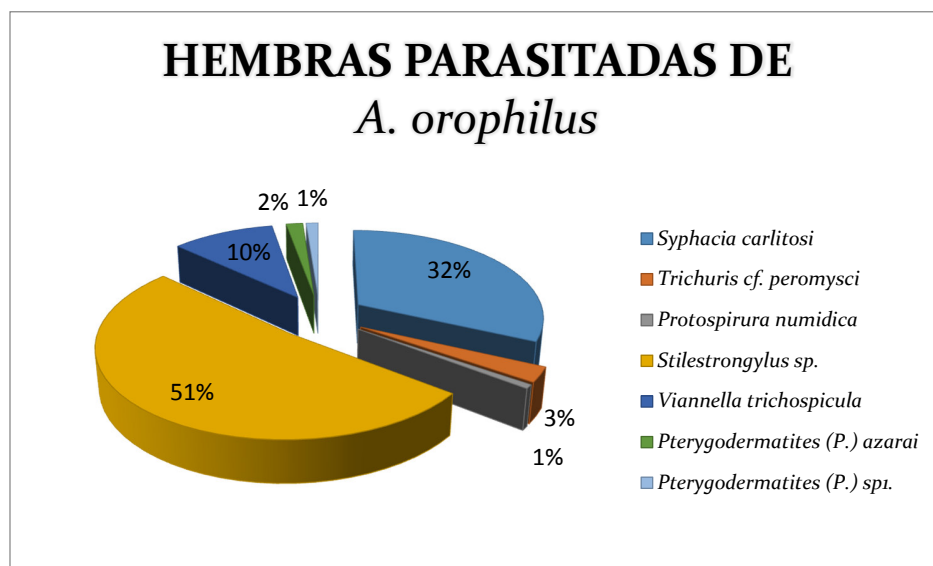
NEMATODOS	TOTAL	% TOTAL
<i>Syphacia carlitosi</i>	3912	78.82
<i>Trichuris</i> cf. <i>peromysci</i>	34	0.69
<i>Protospirura numidica</i>	50	1.01
<i>Stilestrongylus</i> sp.	687	13.84
<i>Viannella trichospicula</i>	148	2.98
<i>Pterygodermatites</i> ( <i>Paucipectines</i> ) <i>azarai</i>	64	1.29
<i>Pterygodermatites</i> ( <i>Paucipectines</i> ) sp1.	14	0.28
<i>Pterygodermatites</i> ( <i>Paucipectines</i> ) sp2.	54	1.09
<b>TOTAL</b>	4963	100.00

Se colectaron en total de *A. orophilus*, 1265 nematodos repartidos en 7 especies: *S. carlitosi* 28.06% (355), *Trichuris* cf. *peromysci* 2.69% (34), *P. numidica* 0.71% (9), *Stilestrongylus* sp. 54.31% (687) *V. trichospicula* 11.70% (148), *Pterygodermatites* (*P.*) *azarai* 1.42% (18) y *Pterygodermatites* (*P.*) sp1. 1.11% (14). *A. subfuscus* presentó 3698 nematodos de las 4 especies siguientes: *S. carlitosi* 96.19% (3557), *P. numidica* 1.11% (41), *Pterygodermatites* (*P.*) *azarai* 1.24% (46) y *Pterygodermatites* (*P.*) sp2. 1.46% (54). En las dos especies de roedores se observa que el mayor número de parásitos aislados

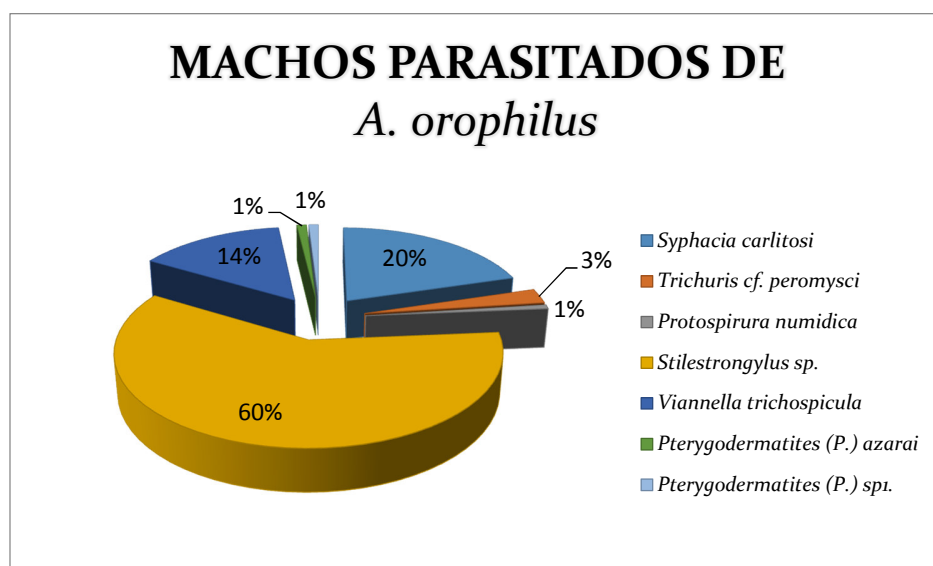
fue en las hembras (66.96% en Amazonas y 65.74% en Arequipa) (**TABLA 5 y 6**). *Stilestrongylus* sp. estuvo presente en mayor número en los roedores de Amazonas (54,31%) y *S. carlitosi* en los roedores de Arequipa (96.19%). *P. numidica* fue el que se encontró en menor porcentaje (0.71% en Amazonas y 1.11% en Arequipa). (**GRÁFICA 1, 2, 3 y 4**).

**TABLA 5.** Conteo de parásitos de acuerdo al sexo del hospedero *A. orophilus* de Amazonas.

<b>NEMATODOS (AMAZONAS)</b>	<b>HEMBRAS</b>	<b>MACHOS</b>	<b>TOTAL HELMINTOS</b>	<b>% TOTAL HELMINTOS</b>
<i>Syphacia carlitosi</i>	270	85	355	28.06
<i>Trichuris</i> cf. <i>peromysci</i>	23	11	34	2.69
<i>Protopirura numidica</i>	6	3	9	0.71
<i>Stilestrongylus</i> sp.	437	250	687	<b>54.31</b>
<i>Viannella trichospicula</i>	87	61	148	11.70
<i>Pterygodermatites</i> (P.) <i>azarai</i>	14	4	18	1.42
<i>Pterygodermatites</i> (P.) sp1.	10	4	14	1.11
<b>TOTAL</b>	847	418	1265	100.00
<b>% TOTAL</b>	66.96	33.04	100.00	



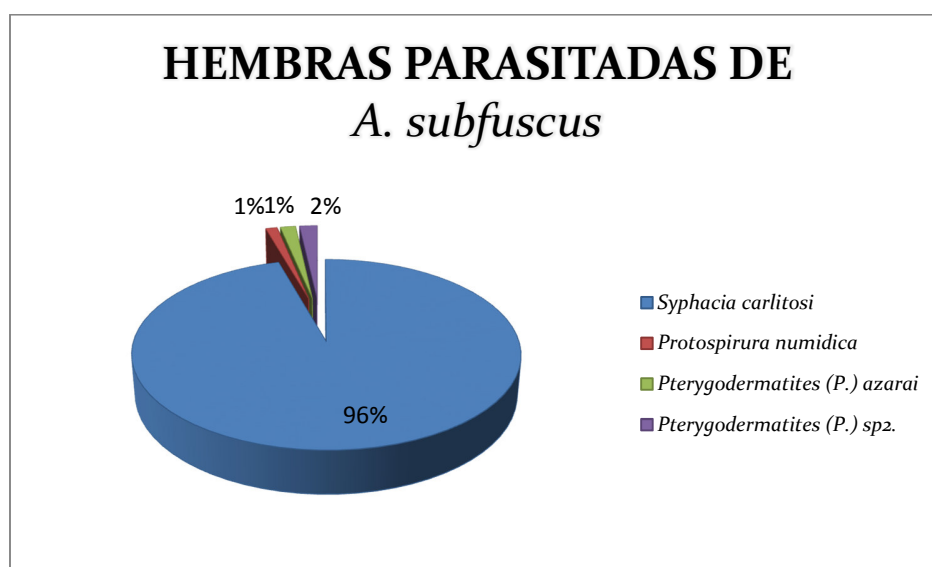
**GRÁFICA 1.** Porcentaje de nematodos encontrados en hembras de *A. orophilus* de Amazonas.



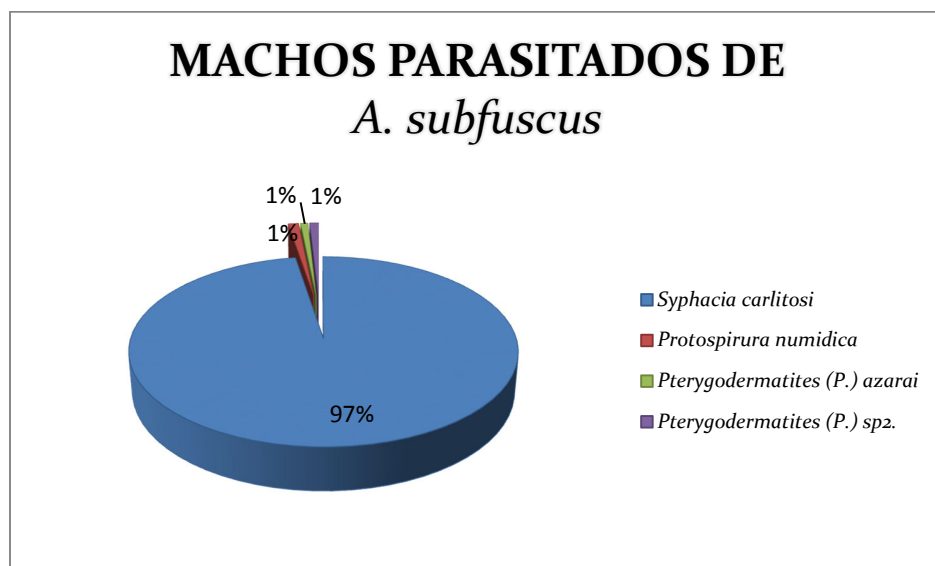
**GRÁFICA 2.** Porcentaje de nematodos encontrados en machos de *A. orophilus* de Amazonas.

**TABLA 6.** Conteo de parásitos de acuerdo al sexo del hospedero *A. subfuscus* de Arequipa.

NEMATODOS (AREQUIPA)	HEMBRAS	MACHOS	TOTAL HELMINTOS	% TOTAL HELMINTOS
<i>Syphacia carlitosi</i>	2323	1234	3557	<b>96.19</b>
<i>Protospirura numidica</i>	28	13	41	1.11
<i>Pterygodermatites (P.) azarai</i>	37	9	46	1.24
<i>Pterygodermatites (P.) sp2.</i>	43	11	54	1.46
<b>TOTAL</b>	2431	1267	3698	100.00
<b>% TOTAL</b>	65.74	34.26	100.00	



**GRÁFICA 3.** Porcentaje de nematodos encontrados en hembras de *A. subfuscus* de Arequipa.



**GRÁFICA 4.** Porcentaje de nematodos encontrados en machos de *A. subfuscus* de Arequipa.

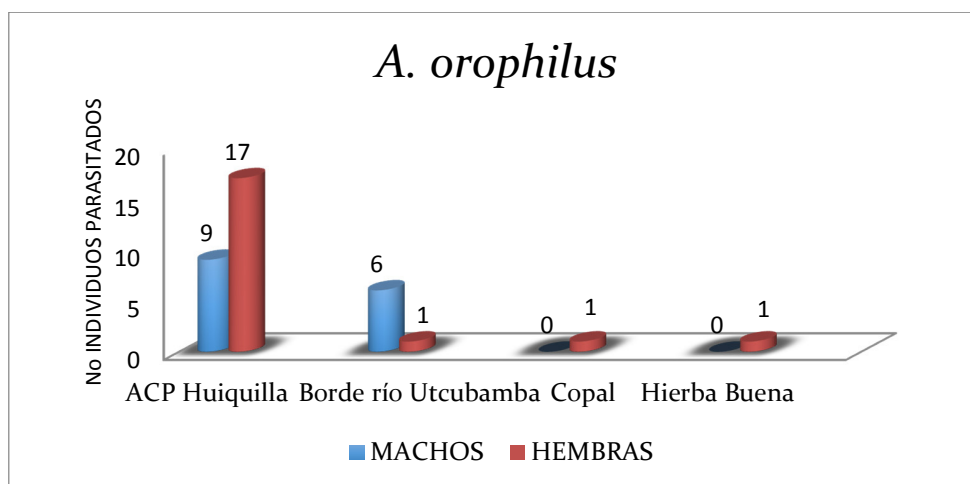
En la región de Amazonas se capturaron 26 roedores del Área de Conservación Privada Huiquilla, provincia de Longuita; 7 fueron del borde derecho del río Utcubamba, provincia de Tingo; 1 de Copal y 1 de Hierba Buena en la provincia de Corosha. 20 de los roedores colectados fueron hembras y 15 machos, de los cuales todos presentaron parasitosis. **(TABLA 7 y GRÁFICA 5).** Los roedores capturados de Arequipa fueron colectados de las localidades de Cabanaconde (33), Pinchollo (62), Coporaque (36) y Sibayo (31) todos de la provincia de Caylloma. El 88.35% del total de las hembras capturadas estuvieron parasitadas al igual que el 81.36% de los machos. **(TABLA 8).**

En la **GRÁFICA 6** se observa que se colectaron mayor número de individuos en la localidad de Pinchollo (37 hembras y 25 machos) donde también se observa el mayor porcentaje de machos infectados (21/25), mientras que en las hembras el mayor porcentaje de infección estuvo en la localidad de Coporaque (22/23). El 56.17 % del total de roedores colectados fueron hembras parasitadas, y el 29.63 % machos parasitados. El 14.20 % de roedores colectados en Arequipa no presentaron parasitosis. **(TABLA 8).**



**TABLA 7.** Individuos colectados de *A. orophilus* según las localidades de muestreo de Amazonas y el sexo del hospedero.

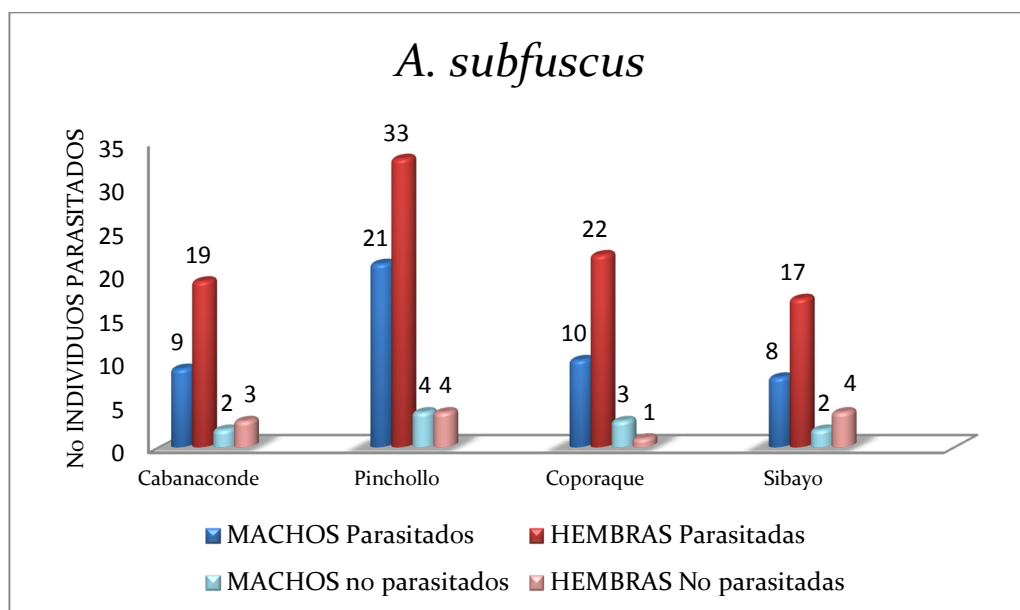
LOCALIDADES (AMAZONAS)	HEMBRAS				MACHOS				TOTAL ROEDORES	
	Parasitados (100%)		No parasitados (0%)		Parasitados (100%)		No parasitados (0%)			
	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%
Longuita (ACP Huiquilla)	17	48.57	0	0	9	25.71	0	0	26	74.29
Tingo (Borde río Utcubamba)	1	2.86	0	0	6	17.14	0	0	7	20.00
Corosha (Copal)	1	2.86	0	0	0	0	0	0	1	2.86
Corosha (Hierba Buena)	1	2.86	0	0	0	0	0	0	1	2.86
TOTAL	20	57.14	0	0	15	42.86	0	0	35	100.00



**GRÁFICA 5.** Individuos colectados de *A. orophilus* según las localidades de muestreo de Amazonas y el sexo del hospedero.

**TABLA 8.** Individuos colectados de *A. subfuscus* según las localidades de muestreo de Arequipa y el sexo del hospedero.

LOCALIDADES (CAYLLOMA , AREQUIPA)	HEMBRAS				MACHOS				TOTAL ROEDORES	
	Parasitados (88.35%)		No parasitados (11.65%)		Parasitados (81.36%)		No parasitados (18.64%)			
	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%
Cabanaconde	19	11.73	3	1.85	9	5.56	2	1.23	33	20.37
Pinchollo	33	20.37	4	2.47	21	12.96	4	2.47	62	<b>38.27</b>
Coporaque	22	13.58	1	0.62	10	6.17	3	1.85	36	22.22
Sibayo	17	10.49	4	2.47	8	4.94	2	1.23	31	19.14
<b>TOTAL</b>	91	56.17	12	7.41	48	29.63	11	6.79	162	100.00

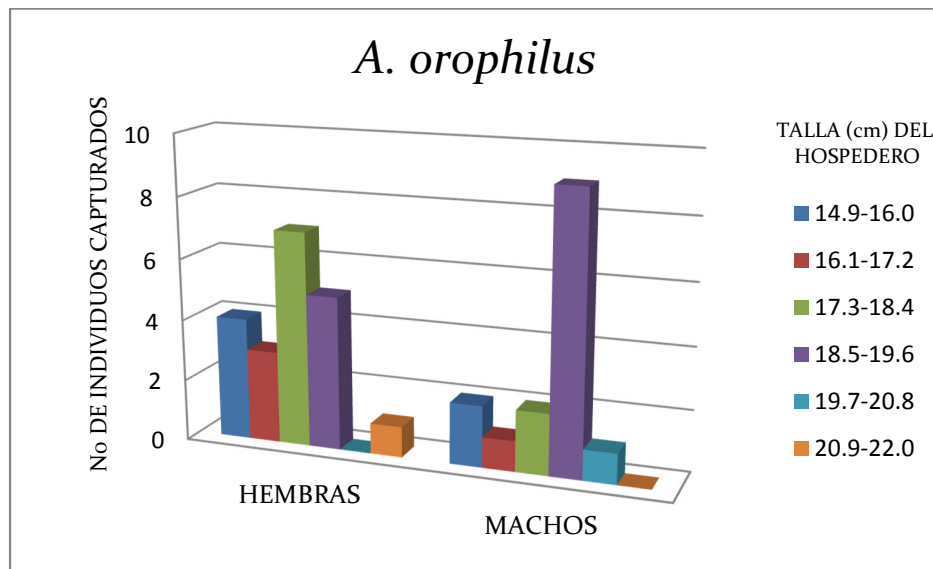


**GRÁFICA 6.** Individuos colectados de *A. subfuscus* según las localidades de muestreo de Arequipa y el sexo del hospedero.

Los roedores colectados de la región de Amazonas con tallas entre 18.5 - 19.6 cm fueron los más numerosos (40%) al igual que los machos de ese mismo rango (25.71%), sin embargo el mayor número de hembras parasitadas se encontraron en tallas de 17.3 - 18.4 cm (20%). **(TABLA 9 GRÁFICA 7)**. En Arequipa, el mayor número de hembras (12.96%) y machos (9.26%) parasitados se dio en roedores de 14.8 – 15.5 cm de longitud. Hembras y machos no parasitados fueron más numerosos en hospederos de longitudes de 14.0 – 14.7 cm (2.47%) y 15.6 - 16.3 cm (1.85%) respectivamente. **(TABLA 10 y GRÁFICA 8)**.

**TABLA 9.** Individuos parasitados y no parasitados de *A. orophilus* de Amazonas en relación a su talla y sexo.

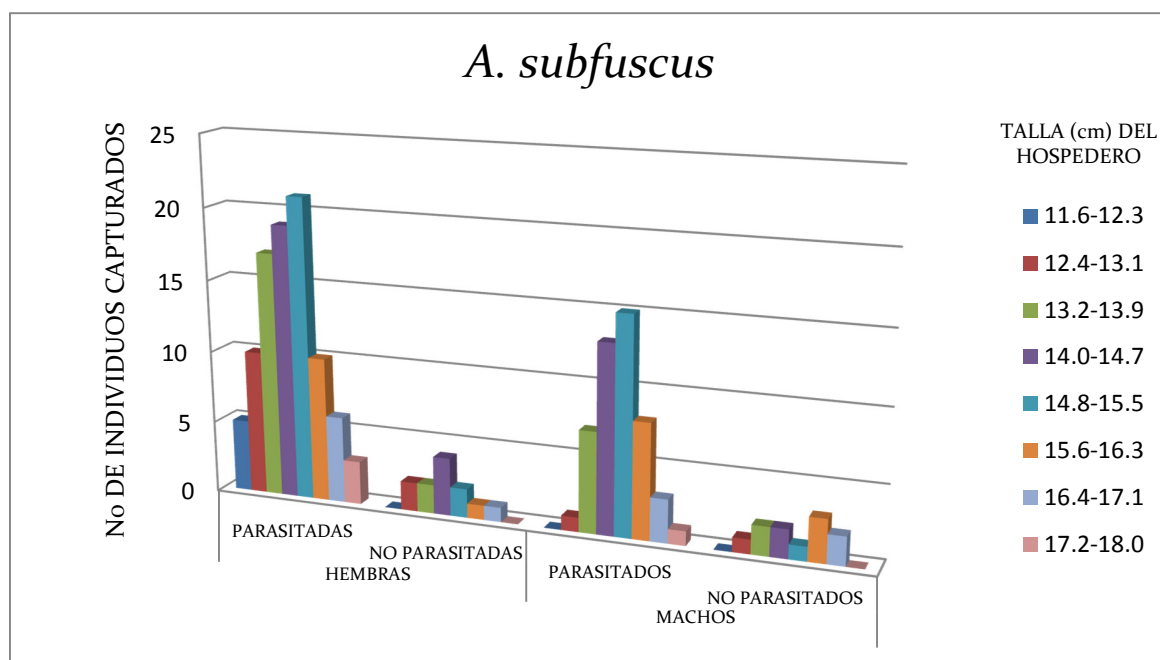
RANGO DE TALLAS (cm) (AMAZONAS)	HEMBRAS				MACHOS				TOTAL ROEDORES	
	Parasitados		No parasitados		Parasitados		No parasitados			
	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%
14.9-16.0	4	11.43	0	0	2	5.71	0	0	6	17.14
16.1-17.2	3	8.57	0	0	1	2.86	0	0	4	11.43
17.3-18.4	7	20.00	0	0	2	5.71	0	0	9	25.71
18.5-19.6	5	14.29	0	0	9	25.71	0	0	14	40.00
19.7-20.8	0	0.00	0	0	1	2.86	0	0	1	2.86
20.9-22.0	1	2.86	0	0	0	0.00	0	0	1	2.86
TOTAL	20	57.14	0	0	15	42.86	0	0	35	100.00



**GRÁFICA 7.** Individuos parasitados y no parasitados de *A. orophilus* de Amazonas en relación a su talla y sexo.

**TABLA 10.** Individuos parasitados y no parasitados de *A. subfuscus* de Arequipa en relación a su talla y sexo.

RANGO DE TALLAS (cm) (AREQUIPA)	HEMBRAS				MACHOS				TOTAL ROEDORES	
	Parasitados		No parasitados		Parasitados		No parasitados		N	%
	N	%	N	%	N	%	N	%		
11.6-12.3	5	3.09	0	0.00	0	0.00	0	0.00	5	3.09
12.4-13.1	10	6.17	2	1.23	1	0.62	1	0.62	14	8.64
13.2-13.9	17	10.49	2	1.23	7	4.32	2	1.23	28	17.28
14.0-14.7	19	11.73	4	2.47	13	8.02	2	1.23	38	23.46
14.8-15.5	<b>21</b>	12.96	2	1.23	<b>15</b>	9.26	1	0.62	<b>39</b>	24.07
15.6-16.3	10	6.17	1	0.62	8	4.94	3	1.85	22	13.58
16.4-17.1	6	3.70	1	0.62	3	1.85	2	1.23	12	7.41
17.2-18.0	3	1.85	0	0.00	1	0.62	0	0.00	4	2.47
<b>TOTAL</b>	91	56.17	12	7.41	48	29.63	11	6.79	162	100.00

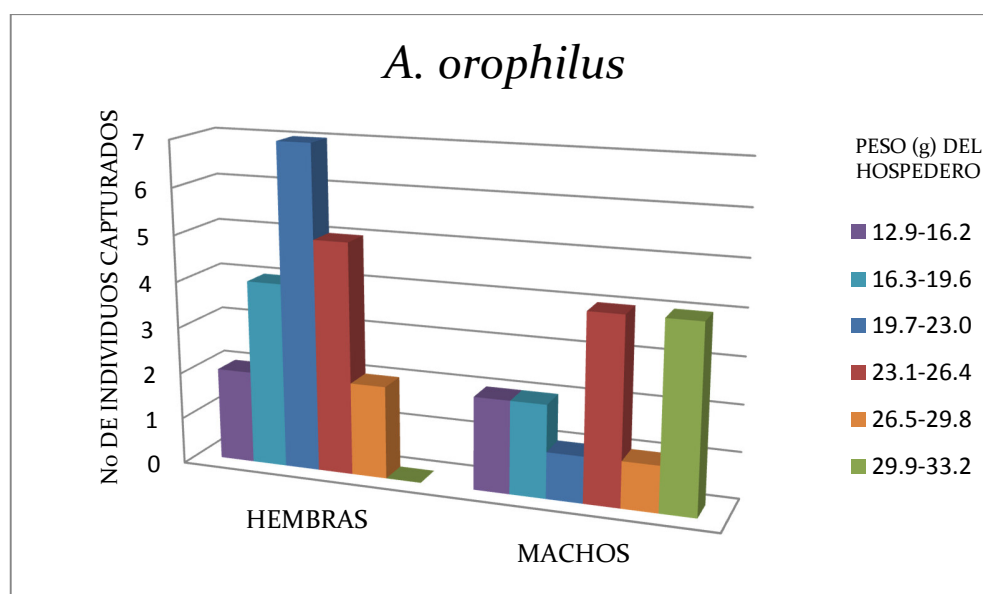


**GRÁFICA 8.** Individuos parasitados y no parasitados de *A. subfuscus* de Arequipa en relación a su talla y sexo.

En *A. orophilus*, los roedores parasitados con pesos entre 23.1 – 26.4 g fueron los más numerosos (26.47%). Se observó mayor cantidad de machos infectados también en ese mismo rango y en 29.9 – 33.2 g (11.77%). Con respecto a las hembras, ellas fueron numerosas en 19.7 – 23.0 g (20.59%) de peso. (**TABLA 11 y GRÁFICA 9**). Los hospederos *A. subfuscus* con mayor número de infectados estuvieron en pesos de 13.0 – 18.1 g (hembras con 30.25% y machos con 20.99%), al igual que lo individuos no infectados (hembras con 4.94% y machos con 3.09%). (**TABLA 12 y GRÁFICA 10**).

**TABLA 11.** Individuos parasitados y no parasitados de *A. orophilus* de Amazonas en relación a su peso y sexo.

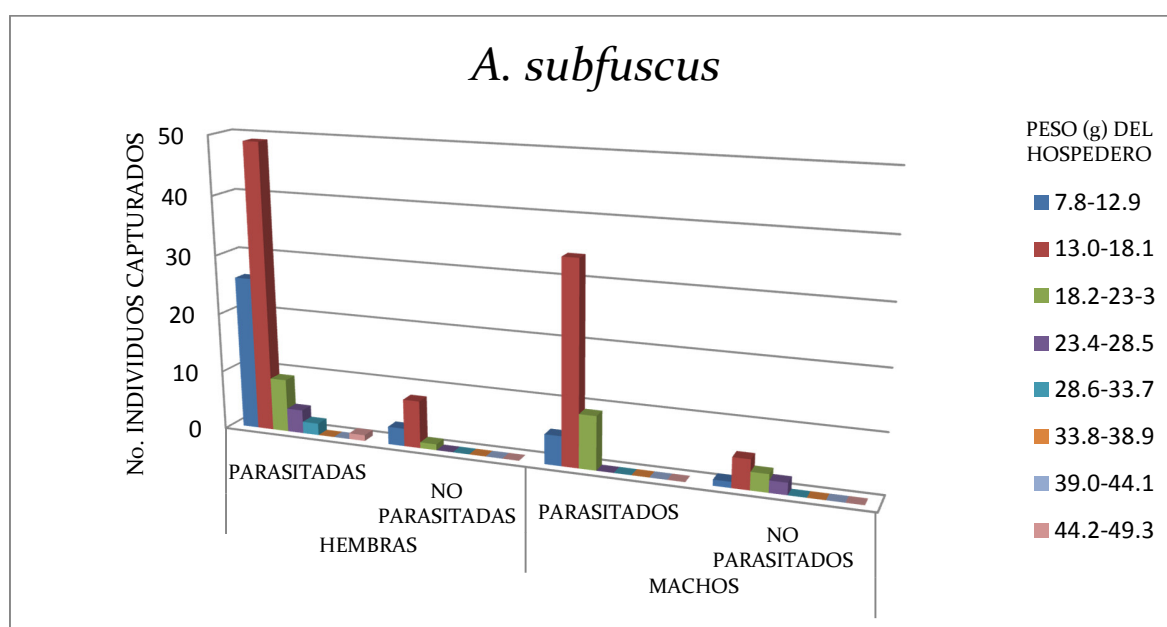
RANGO DE PESOS (g) (AMAZONAS)	HEMBRAS				MACHOS				TOTAL ROEDORES	
	Parasitados		No parasitados		Parasitados		No Parasitados		N	%
	N	%	N	%	N	%	N	%		
12.9-16.2	2	5.88	0	0	2	5.88	0	0	4	11.76
16.3-19.6	4	11.76	0	0	2	5.88	0	0	6	17.65
19.7-23.0	7	20.59	0	0	1	2.94	0	0	8	23.53
23.1-26.4	5	14.71	0	0	4	11.77	0	0	9	26.47
26.5-29.8	2	5.88	0	0	1	2.94	0	0	3	8.82
29.9-33.2	0	0.00	0	0	4	11.77	0	0	4	11.76
<b>TOTAL</b>	20	58.82	0	0	14	41.18	0	0	34	100.00



**GRÁFICA 9.** Individuos parasitados y no parasitados de *A. orophilus* de Amazonas en relación a su peso y sexo.

**TABLA 12.** Individuos parasitados y no parasitados de *A. subfuscus* de Arequipa en relación a su peso y sexo.

RANGO DE PESOS (g) (AREQUIPA)	HEMBRAS				MACHOS				TOTAL ROEDORES	
	Parasitados		No parasitados		Parasitados		No parasitados		N	%
	N	%	N	%	N	%	N	%		
7.8-12.9	26	16.05	3	1.85	5	3.09	1	0.62	35	21.60
13.0-18.1	<b>49</b>	30.25	8	4.94	<b>34</b>	20.99	5	3.09	<b>96</b>	59.26
18.2-23.3	9	5.56	1	0.62	9	5.56	3	1.85	22	13.58
23.4-28.5	4	2.47	0	0.00	0	0.00	2	1.23	6	3.70
28.6-33.7	2	1.23	0	0.00	0	0.00	0	0.00	2	1.23
33.8-38.9	0	0.00	0	0.00	0	0.00	0	0.00	0	0.00
39.0-44.1	0	0.00	0	0.00	0	0.00	0	0.00	0	0.00
44.2-49.3	1	0.62	0	0.00	0	0.00	0	0.00	1	0.62
<b>TOTAL</b>	91	56.17	12	7.41	48	29.63	11	6.79	162	100.00



**GRÁFICA 10.** Individuos parasitados y no parasitados de *A. subfuscus* de Arequipa en relación a su peso y sexo.

Con respecto a la talla de los roedores procedentes de Amazonas, la frecuencia parasitaria fue mayor en el rango de 18.5 – 19.6 cm con un 28.77% (364) del total de nematodos, donde se observó que las especies *P. numidica* (66.67%) y *Pterygodermatites* (*P.*) *azarai* (61.11%) fueron las más frecuentes. *S. carlitosi* (37.75%) y *Stilestrongylus* *sp.* (30.57%) presentaron mayor frecuencia entre los 14.9 – 16.0 cm de longitud. **(TABLA 13 y GRÁFICA 11)**. La frecuencia parasitaria en los roedores de Arequipa fue mayor en el rango de 14.0 – 14.7 cm con un 24.47% (905) del total de nematodos, sin embargo *P. numidica* (41.46%) y *Pterygodermatites* (*P.*) *azarai* (28.26%) fueron más frecuente entre los 15.6 – 16.3 cm; *S. carlitosi* (24.99%) entre los 13.2 – 13.9 cm y *Pterygodermatites* (*P.*) *sp2.* (55.56%) entre los 16.4 – 17.1 cm. **(TABLA 14 y GRÁFICA 12)**.

La frecuencia parasitaria, con respecto al peso de los roedores procedentes de Amazonas, fue mayor en el rango de 19.7 – 23.0 g con un 36.26% (446) del total de nematodos, donde se observó que las especies *S. carlitosi* (58,31%), *Trichuris* cf. *peromysci* (52.94%) y *Stilestrongylus* *sp.* (26.91%) fueron más frecuentes. **(TABLA 15 y GRÁFICA 13)**. En los roedores de Arequipa, la frecuencia parasitaria fue mayor en el rango de 13.0 – 18.1 g con un 53.38% (1974) del total de nematodos, en donde *S. carlitosi* (53.92%) y *Pterygodermatites* (*P.*) *azarai* (63.04%) fueron más frecuentes. La mayor frecuencia de *P. numidica* (34.15%) y *Pterygodermatites* (*P.*) *sp2.* (59,26%) se presentó entre los 18.2 – 23.3 g. **(TABLA 16 y GRÁFICA 14)**.

Con respecto a las localidades de muestreo, la frecuencia parasitaria de los roedores de Amazonas fue mayor en el ACP Huiquilla con un 95.34% (1206) del total de nematodos, donde se observó que todas las especies fueron más frecuentes. **(TABLA 17 y GRÁFICA 15)**. En las localidades de Arequipa, la frecuencia parasitaria fue mayor en Pinchollo con



un 41.43% (1532) del total de nematodos, en donde *S. carlitosi* (42.11%) y *P. numidica* (65.85%) fueron más frecuentes. Mayor frecuencia de *Pterygodermatites (P.) azarai* (39.13%) se observó en Cabanaconde y de *Pterygodermatites (P.) sp2.* (66.67%) en Coporaque (**TABLA 18 y GRÁFICA 16**).

En el región de Amazonas, los 35 hospederos analizados presentaron de 1 a 5 especies de nematodos; observándose monoparasitismo en el 14.29%, biparasitismo en el 14.29%, triparasitismo en el 42.86%, tetraparasitismo en el 20% y pentaparasitismo en el 8.57%. Las hembras no presentaron monoparasitismo, sin embargo presentaron mayor número de individuos con triparasitismo (31,43%). (**TABLA 19**). En Arequipa, de los 162 roedores analizados, 139 de ellos presentaron de 1 a 4 especies de nematodos mostrándose monoparasitismo en el 66.91%, biparasitismo en 27.34%, triparasitismo en el 5.04% y tetraparasitismo en el 0.72%. Los machos solo presentaron monoparasitismo (22.30%) y biparasitismo (12.23%) y en las hembras hubo mayor número de individuos con monoparasitismo (44.6%). **TABLA 20**.

En la **TABLA 21** se observa los valores de prevalencia de las 8 especies de parásitos identificados en los 197 hospederos analizados (35 de *A. orophilus* y 162 de *A. subfuscus*). En *A. orophilus*, el nematodo *Stilestrongylus sp.* alcanzó una prevalencia del 97.14%, seguido de *V. trichospicula* con un 57.14%. En *A. subfuscus*, solo *S. carlitosi* presentó una alta prevalencia (83.33%).

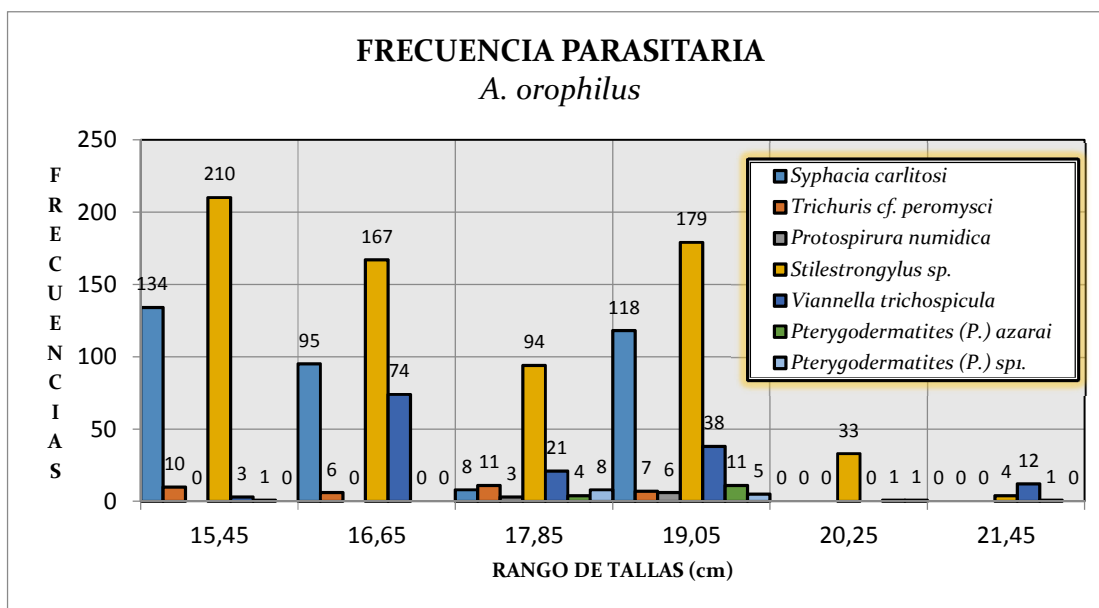
La **TABLA 22** muestra los valores de intensidad media (IM) y abundancia parasitaria, observándose que en *A. orophilus* los valores son iguales debido a que todos los roedores se encontraron parasitados. En este hospedero, la IM y la abundancia más alta es en *Stilestrongylus sp.* con 19.63, seguido de *S. carlitosi* con 10.14. En *A. subfuscus* la IM de *S. carlitosi* es de 25.60 y la abundancia de 21.96.

**TABLA 13.** Frecuencia parasitaria en relación a la talla de *A. orophilus* de Amazonas.

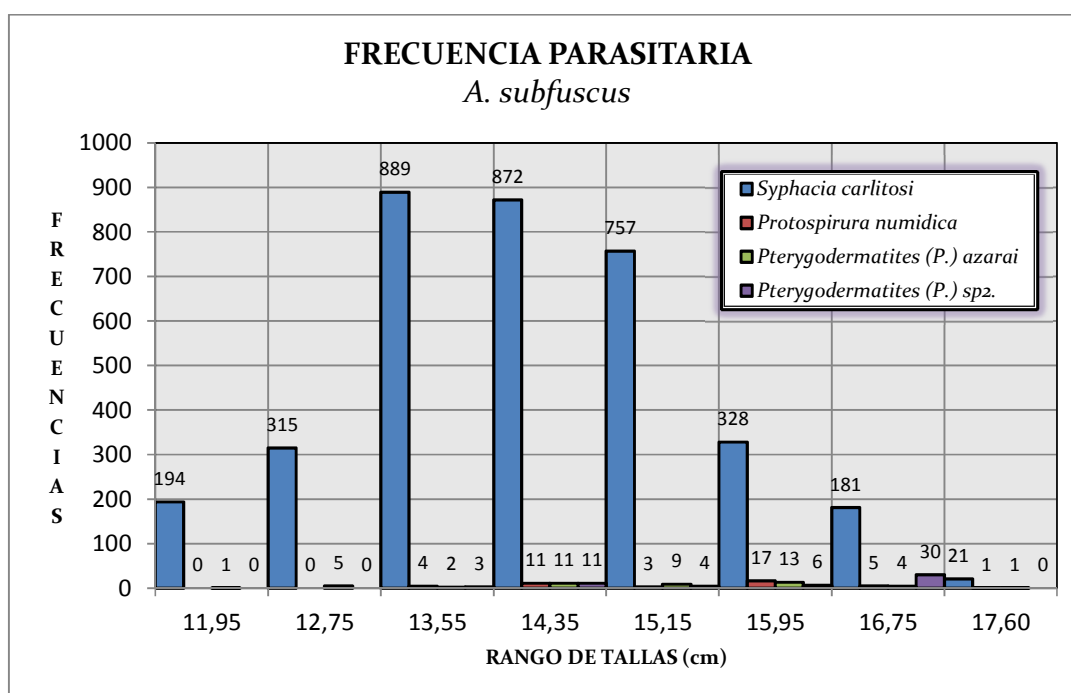
RANGO DE TALLAS (cm) (AMAZONAS)	Syphacia												Trichuris												Protospirura												Stilestrongylus												Viannella												Pterygodermatites												Pterygodermatites												TOTAL NEMATODOS	
	carlitosi						cf. peromysci						numidica						sp.						trichospicula						(P.) azarai						(P.) sp1.																																																	
	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%																																																
14.9-16.0	134	37.75	10	29.41	0	0.00	210	30.57	3	2.03	1	5.56	0	0.00																	358	28.30																																																						
16.1-17.2	95	26.76	6	17.65	0	0.00	167	24.31	74	50.00	0	0.00	0	0.00																342	27.04																																																							
17.3-18.4	8	2.25	11	32.35	3	33.33	94	13.68	21	14.19	4	22.22	8	57.14																149	11.78																																																							
18.5-19.6	118	33.24	7	20.59	6	66.67	179	26.06	38	25.68	11	61.11	5	35.71																364	28.77																																																							
19.7-20.8	0	0.00	0	0.00	0	0.00	33	4.80	0	0.00	1	5.56	1	7.14																35	2.77																																																							
20.9-22.0	0	0.00	0	0.00	0	0.00	4	0.58	12	8.11	1	5.56	0	0.00															17	1.34																																																								
TOTAL	355	100.00	34	100.00	9	100.00	687	100.00	148	100.00	18	100.00	14	100.00																1265	100																																																							

**TABLA 14.** Frecuencia parasitaria en relación a la talla de *A. subfuscus* de Arequipa.

RANGO DE TALLAS (cm) (AREQUIPA)	Syphacia		Protospirura		Pterygodermatites		Pterygodermatites		TOTAL	
	N	%	N	%	N	%	(P.) azarai	(P.) sp2.	N	%
11.6-12.3	194	5.45	0	0.00	1	2.17	0	0.00	195	5.27
12.4-13.1	315	8.86	0	0.00	5	10.87	0	0.00	320	8.65
13.2-13.9	889	24.99	4	9.76	2	4.35	3	5.56	898	24.28
14.0-14.7	872	24.52	11	26.83	11	23.91	11	20.37	905	24.47
14.8-15.5	757	21.28	3	7.32	9	19.57	4	7.41	773	20.90
15.6-16.3	328	9.22	17	41.46	13	28.26	6	11.11	364	9.84
16.4-17.1	181	5.09	5	12.20	4	8.70	30	55.56	220	5.95
17.2-18.0	21	0.59	1	2.44	1	2.17	0	0.00	23	0.62
<b>TOTAL</b>	3557	100.00	41	100.00	46	100.00	54	100.00	3698	100.00



**GRÁFICA 11.** Frecuencia parasitaria en relación a la talla de *A. orophilus* de Amazonas.



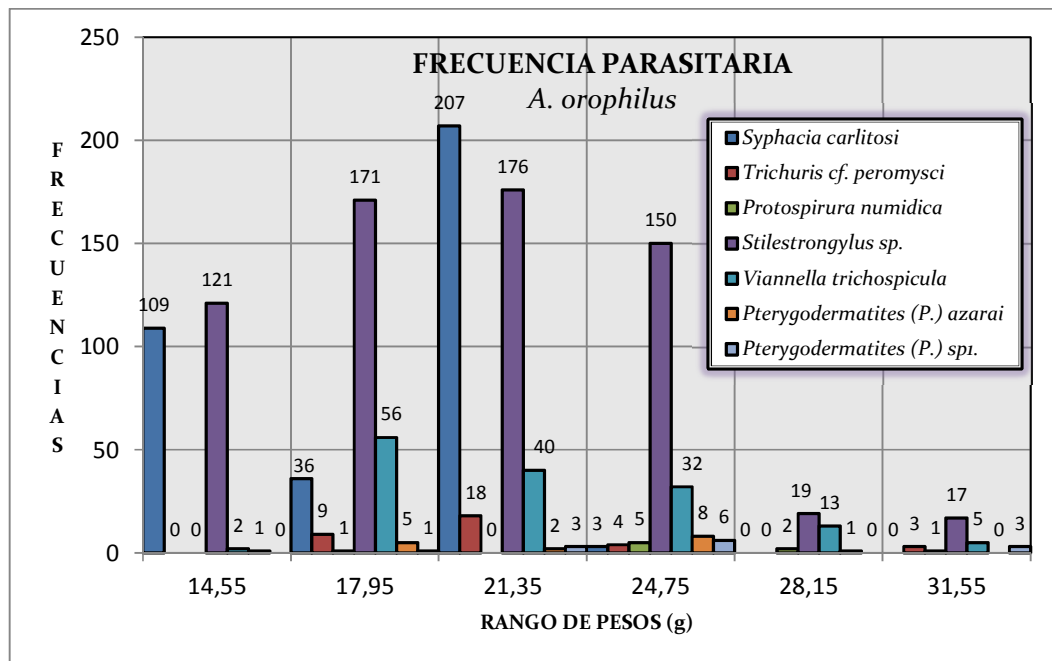
**GRÁFICA 12.** Frecuencia parasitaria en relación a la talla de *A. subfuscus* de Arequipa.

**TABLA 15.** Frecuencia parasitaria en relación al peso de *A. orophilus* de Amazonas.

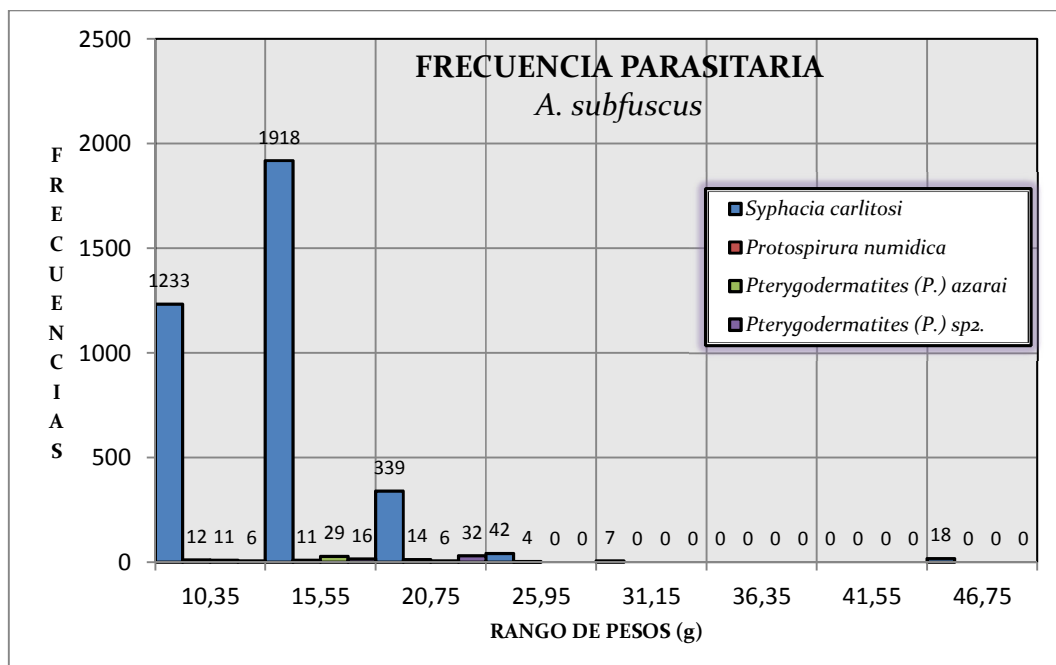
RANGO DE PESOS (g) (AMAZONAS)	Syphacia carlitosi		Trichuris cf. peromysci		Protospirura numidica		Stilestrongylus sp.		Viannella trichospicula		Pterygodermatites (P.) azarai		Pterygodermatites (P.) sp1.		TOTAL NEMATODOS	
	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%
12.9-16.2	109	30.70	0	0.00	0	0.00	121	18.50	2	1.35	1	5.88	0	0.00	233	18.94
16.3-19.6	36	10.14	9	26.47	1	11.11	171	26.15	56	37.84	5	29.41	1	7.69	279	22.68
19.7-23.0	207	58.31	18	52.94	0	0.00	176	26.91	40	27.03	2	11.76	3	23.08	446	36.26
23.1-26.4	3	0.85	4	11.76	5	55.56	150	22.94	32	21.62	8	47.06	6	46.15	208	16.91
26.5-29.8	0	0.00	0	0.00	2	22.22	19	2.91	13	8.78	1	5.88	0	0.00	35	2.85
29.9-33.2	0	0.00	3	8.82	1	11.11	17	2.60	5	3.38	0	0.00	3	23.08	29	2.36
<b>TOTAL</b>	355	100.00	34	100.00	9	100.00	654	100.00	148	100.00	17	100.00	13	100.00	1230	100.00

**TABLA 16.** Frecuencia parasitaria en relación al peso de *A. subfuscus* de Arequipa.

RANGO DE PESOS (g) (AREQUIPA)	Syphacia carlitosi				Protopsirura numidica				Pterygodermatites (P.) azarai				Pterygodermatites (P.) sp2.				TOTAL NEMATODOS	
	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%		
7.8-12.9	1233	34.66	12	29.27	11	23.91	6	11.11							1262	34.13		
13.0-18.1	1918	53.92	11	26.83	29	63.04	16	29.63							1974	53.38		
18.2-23.3	339	9.53	14	34.15	6	13.04	32	59.26							391	10.57		
23.4-28.5	42	1.18	4	9.76	0	0.00	0	0.00							46	1.24		
28.6-33.7	7	0.20	0	0.00	0	0.00	0	0.00							7	0.19		
33.8-38.9	0	0.00	0	0.00	0	0.00	0	0.00							0	0.00		
39.0-44.1	0	0.00	0	0.00	0	0.00	0	0.00							0	0.00		
44.2-49.3	18	0.51	0	0.00	0	0.00	0	0.00							18	0.49		
TOTAL	3557	100.00	41	100.00	46	100.00	54	100.00							3698	100.00		



**GRÁFICA 13.** Frecuencia parasitaria en relación al peso de *A. orophilus* de Amazonas.



**GRÁFICA 14.** Frecuencia parasitaria en relación al peso de *A. subfuscus* de Arequipa.

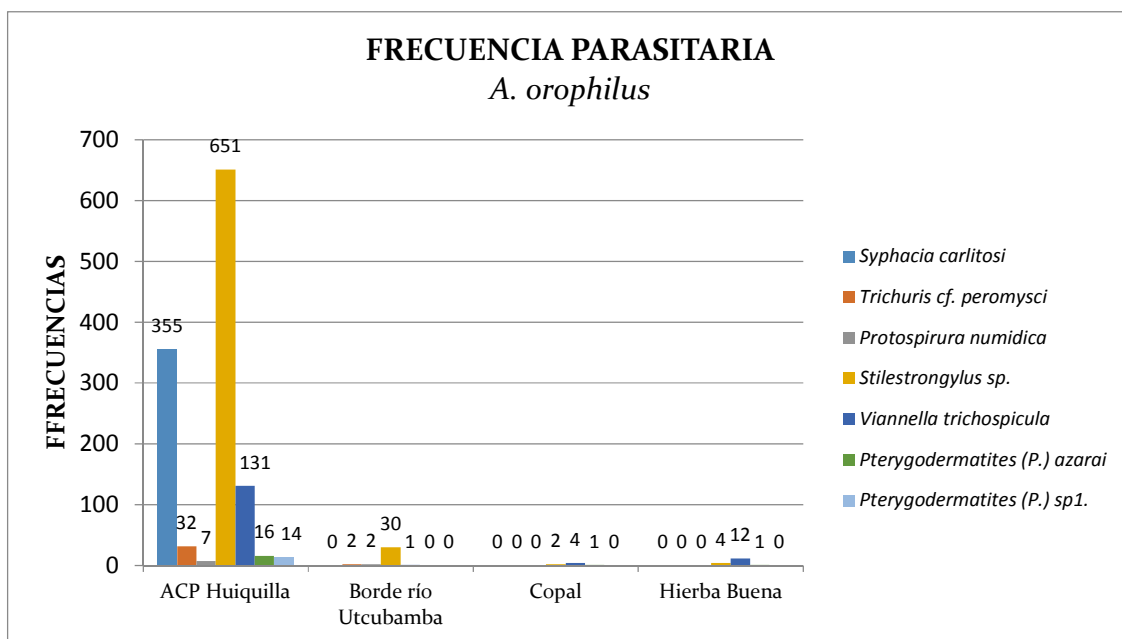
**TABLA 17.** Frecuencia parasitaria de *A. orophilus* por localidades de muestreo en la región de Amazonas.

LOCALIDADES (AMAZONAS)	Syphacia <i>carlitosi</i>		<i>Trichuris</i> cf. <i>peromysci</i>		<i>Protopirura</i> <i>numidica</i>		<i>Stilestrongylus</i> sp.		<i>Viannella</i> <i>trichospicula</i>		<i>Pterygodermatites</i> <i>(P.) azarai</i>		<i>Pterygodermatites</i> <i>(P.) sp1.</i>		TOTAL NEMATODOS	
	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%
Longuita (ACP Huiquilla)	355	100.00	32	94.12	7	77.78	651	94.76	131	88.51	16	88.89	14	100.00	1206	95.34
Tingo (ACP Milpui)	0	0.00	2	5.88	2	22.22	30	4.37	1	0.68	0	0.00	0	0.00	35	2.77
Corosha (Copal)	0	0.00	0	0.00	0	0.00	2	0.29	4	2.70	1	5.56	0	0.00	7	0.55
Corosha (Hierba Buena)	0	0.00	0	0.00	0	0.00	4	0.58	12	8.11	1	5.56	0	0.00	17	1.34
<b>TOTAL</b>	355	100.00	34	100.00	9	100.00	687	100.00	148	100.00	18	100.00	14	100.00	1265	100.00

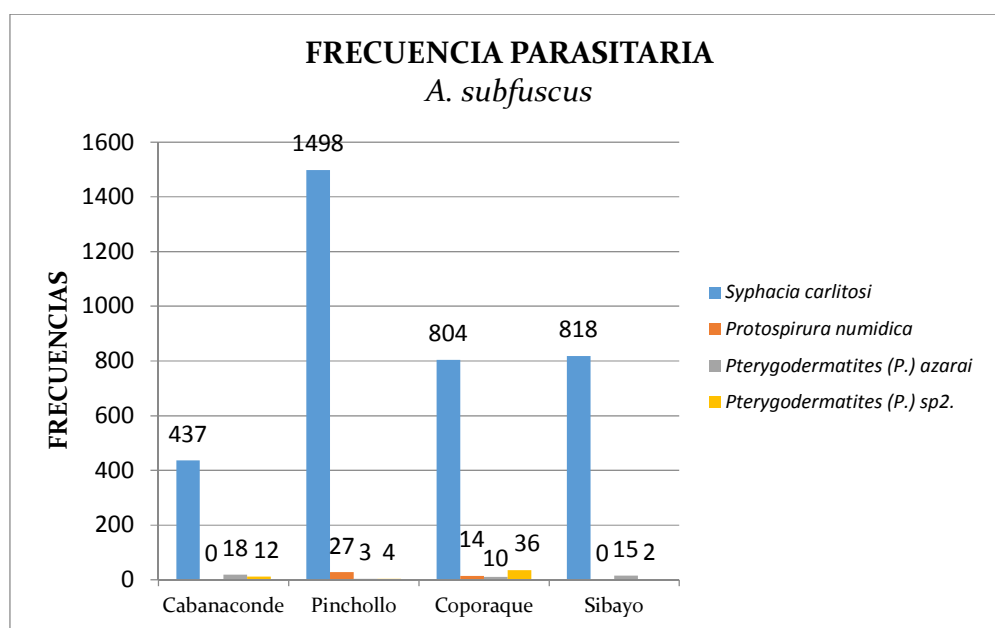


**TABLA 18.** Frecuencia parasitaria de *A. subfuscus* por localidades de muestreo en la región de Arequipa.

LOCALIDADES (AREQUIPA)	<i>Syphacia</i> <i>carlitosi</i>		<i>Protospirura</i> <i>numidica</i>		<i>Pterygodermatites</i> <i>(P.) azarai</i>		<i>Pterygodermatites</i> <i>(P.) sp2.</i>		TOTAL NEMATODOS	
	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%
Cabanaconde	437	12.29	0	0.00	18	39.13	12	22.22	467	12.63
Pinchollo	1498	42.11	27	65.85	3	6.52	4	7.41	1532	41.43
Coporaque	804	22.60	14	34.15	10	21.74	36	66.67	864	23.36
Sibayo	818	23.00	0	0.00	15	32.61	2	3.70	835	22.58
<b>TOTAL</b>	<b>3557</b>	<b>100.00</b>	<b>41</b>	<b>100.00</b>	<b>46</b>	<b>100.00</b>	<b>54</b>	<b>100.00</b>	<b>3698</b>	<b>100.00</b>



**GRÁFICA 15.** Frecuencia parasitaria de *A. orophilus* por localidades de muestreo en la región de Amazonas.



**GRÁFICA 16.** Frecuencia parasitaria de *A. subfuscus* por localidades de muestreo en la región de Arequipa.

**TABLA 19.** Número de roedores *A. orophilus* de Amazonas con monoparasitismo e infecciones múltiples, según el sexo.

SEXO	MONOPARASITISMO		BIPARASITISMO		TRIPARASITISMO		TETRAPARASITISMO		PENTAPARASITISMO	
	TOTAL	% TOTAL	TOTAL	% TOTAL	TOTAL	% TOTAL	TOTAL	% TOTAL	TOTAL	% TOTAL
HEMBRAS	0	0.00	3	8.57	11	31.43	4	11.43	2	5.71
MACHOS	5	14.29	2	5.71	4	11.43	3	8.57	1	2.86
TOTAL	5	14.29	5	14.29	15	42.86	7	20.00	3	8.57

**TABLA 20.** Número de roedores *A. subfuscus* de Arequipa con monoparasitismo e infecciones múltiples, según el sexo.

SEXO	MONOPARASITISMO		BIPARASITISMO		TRIPARASITISMO		TETRAPARASITISMO	
	TOTAL	% TOTAL	TOTAL	% TOTAL	TOTAL	% TOTAL	TOTAL	% TOTAL
HEMBRAS	62	44.60	21	15.11	7	5.04	1	0.72
MACHOS	31	22.30	17	12.23	0	0.00	0	0.00
TOTAL	93	66.91	38	27.34	7	5.04	1	0.72

**TABLA 21.** Prevalencia de parásitos en *A. orophilus* de Amazonas y *A. subfuscus* de Arequipa.

PARÁSITOS	PREVALENCIA					
	<i>A. orophilus</i>			<i>A. subfuscus</i>		
	TOTAL (N=35)	HEMBRAS (N=20)	MACHOS (N=15)	TOTAL (N=162)	HEMBRAS (N=103)	MACHOS (N=59)
<i>Syphacia carlitosi</i>	37.14 % (13/35)	45.00 % (9/20)	26.67 % (4/15)	<b>83.33 %</b> (135/162)	86.41 % (89/103)	79.66 % (47/59)
<i>Trichuris</i> cf. <i>peromysci</i>	31.43 % (11/35)	30.00 % (6/20)	33.33 % (5/15)	-	-	-
<i>Protospirura numidica</i>	14.29 % (5/35)	15.00 % (3/20)	13.33 % (2/15)	9.26 % (15/162)	7.77 % (8/103)	11.86 % (7/59)
<i>Stilestrongylus</i> sp.	<b>97.14 %</b> (34/35)	100.00 % (20/20)	93.33 % (14/15)	-	-	-
<i>Viannella trichospicula</i>	57.14 % (20/35)	65.00 % (13/20)	46.67 % (7/15)	-	-	-
<i>Pterygodermatites</i> ( <i>P.</i> ) <i>azarai</i>	37.14 % (13/35)	45.00 % (9/20)	26.67 % (4/15)	17.90 % (29/162)	21.36 % (22/103)	11.86 % (7/59)
<i>Pterygodermatites</i> ( <i>P.</i> ) <i>sp1.</i>	20.00 % (7/35)	25.00 % (5/20)	13.33 % (2/15)	-	-	-
<i>Pterygodermatites</i> ( <i>P.</i> ) <i>sp2.</i>	-	-	-	9.88 % (16/162)	10.68 % (11/103)	8.47 % (5/59)

**TABLA 22.** Intensidad media (IM) y abundancia de parásitos en *A. orophilus* de Amazonas y *A. subfuscus* de Arequipa.

PARÁSITOS	<i>A. Orophilus</i>			<i>A. subfuscus</i>		
	RANGO	INTENSIDAD	IM	AB	RANGO	INTENSIDAD
<i>Syphacia carlitosi</i>	1 - 103	10.14	10.14	10.14	1 - 249	25.60
<i>Trichuris</i> cf. <i>peromysci</i>	1 - 9	0.97	0.97	0.97	-	-
<i>Protospirura numidica</i>	1 - 3	0.26	0.26	0.26	1 - 9	0.29
<i>Stilestrongylus</i> sp.	1 - 84	19.63	19.63	19.63	-	-
<i>Viannella trichospicula</i>	1 - 47	4.23	4.23	4.23	-	-
<i>Pterygodermatites</i> (P.) <i>azarai</i>	1 - 4	0.51	0.51	0.51	1 - 7	0.33
<i>Pterygodermatites</i> (P.) sp1.	1 - 4	0.40	0.40	0.40	-	-
<i>Pterygodermatites</i> (P.) sp2.	-	-	-	-	1 - 29	0.39
						21.96
						0.25
						-
						-
						0.28
						-
						0.33

## 6. DISCUSIÓN

### 6.1. ESPECIES

*Syphacia carlitosi* Robles, 2007

El género *Syphacia* incluye más de 67 especies de los cuales alrededor de 20 se encuentran en el continente americano. Se distingue de *Syphatineria* por la presencia de 3 proyecciones cuticulares ventrales y de *Syphabulea* por observarse un pequeño opérculo en el extremo del huevo y la vagina no protuberante (Anderson, 2009). Hugot (1988), dividió el género en 3 subgrupos, dos distribuidos en América, Asia, Australia y Europa (*Seuratoxyuris* Hugot, 1988 y *Syphacia* Seurat, 1916) y el tercero del África (*Cricetoxuris* Hugot, 1988). Entre las especies de *Syphacia* que parasitan a roedores sigmodontinos, se encuentran *Syphacia* (*Syphacia*) *venteli* Travassos, 1937; *S.* (*Syphacia*) *samorodini* Erickson, 1938; *S. carlitosi*; *S.* (*Syphacia*) *alata* Quentin, 1968; *S.* (*Seuratoxyuris*) *criceti* Quentin, 1969a; *S.* (*Seuratoxyuris*) *megadeiros* Quentin, 1969a; *S.* (*Seuratoxyuris*) *sigmodoni* Quentin y Kinsella, 1972; *S.* (*Seuratoxyuris*) *oryzomyos* Quentin y Kinsella, 1972; *S.* (*Seuratoxyuris*) *phyllostios* Quentin, Babero y Cattán, 1979; *S.* (*Syphacia*) *odilbainae* Hugot y Quentin, 1985; *S.* (*Seuratoxyuris*) *evaginata* Hugot y Quentin, 1985; y *S. oryzomae* Travassos, 1937, de las cuales solo tres presentan las alas cervicales bien desarrolladas en las hembras: *S.* (*Seuratoxyuris*) *sigmodoni*, *S. carlitosi* y *S.* (*Syphacia*) *alata*. La distancia del ano al extremo caudal en el macho de *S. sigmodoni* (65 - 69  $\mu\text{m}$ ) es mucho menor a nuestra especie (202.73 - 259.68  $\mu\text{m}$ ). *S. carlitosi* y *S. alata* son morfológicamente similares. Sin embargo difieren por la distancia entre los mamelones (inequidistante en *S. carlitosi* y equidistante en *S. alata*), el pliegue cuticular en *S. carlitosi* se extiende hasta el extremo caudal lo que no se observa en *S. alata*, entre otros. Nuestra especie es más cercana a *S. carlitosi* por las características mencionadas y porque la relación entre el largo total y el largo del esófago en machos; la distancia entre

las alas cervicales al extremo apical en las hembras, el ancho y la extensión de las mismas también son semejantes.

*Trichuris* cf. *peromysci* Chandler, 1946

En 1930, Chandler dio a conocer algunas características diagnósticas a considerar para la identificación morfológica de *Trichuris*, como el tamaño de la espícula que es indudablemente importante mas no su vaina, debido a que puede verse afectado por el tipo de fijación, aunque la descripción de ella sí debe ser considerada teniendo en cuenta la regularidad en la disposición de sus espinas, variaciones en el tamaño de ellas en diferentes regiones y su forma. La longitud de la región posterior del cuerpo (medida desde la unión intestino – esófago al extremo caudal) parece ser más confiable que el largo total del parásito. El diámetro máximo de la región posterior, especialmente en relación con la longitud, en ocasiones puede ser útil. La longitud del tubo cloacal y del tubo espicular también es poco variable entre individuos de la misma especie. Con respecto a las dos porciones del tubo espermático, la longitud del conducto eyaculador es bastante constante mientras que los conductos deferentes tienden a variar con la longitud de la parte posterior. El autor también considera que el testículo muestra marcadas diferencias entre especies en el grado de complejidad, pero que el tamaño de los huevos es de dudoso valor, ya que es posible la variación individual dentro de una especie. Considerando estas características se revisó la descripción de las 26 especies del género *Trichuris* reportados para América y se realizó un análisis morfológico utilizando el microscopio óptico, así como también la Microscopía Electrónica de Barrido, concluyendo que la especie más cercana a nuestros individuos es *T. peromysci*, reportado en California, Estados Unidos.

Se requiere nuevas colectas en la región para poder corroborar con estudios moleculares la veracidad de esta especie, debido a que los datos morfológicos no son suficientes en la

taxonomía de este género. *T. peromysci*, se caracteriza por presentar la porción anterior del cuerpo mucho más larga que la posterior, extremo distal del macho no bilobulado, el ano en la hembra es casi terminal y la vulva no presenta ensanchamiento (Chandler, 1946). Las especies que mostraron mayor cercanía con respecto al tamaño de la espícula fueron: *T. opaca* Barker y Noyes, 1915; *T. madisonensis* Tiner, 1950; *T. fossor* Hall, 1916; *T. citelli* Chandler, 1945; *T. perognathi* Chandler, 1945; *T. neotomae* Chandler, 1945; *T. stansburyi* Frandsen y Grundmann, 1961; *T. peromysci*, *T. silviae* Panti-May, 2016; *T. navonae* Robles, 2011; *T. gracilis* Rudolphi, 1819; *T. elatoris* Pfaffenberger y Best, 1989 y *T. dipodomis* Read, 1956. De los cuales, se descartó a *T. opaca*, *T. elatoris* y *T. navonae* por no presentar un tubo espicular. Las longitudes de la porción posterior del cuerpo en *T. citelli* (18.0 – 19.5 mm en hembras y 13.0 – 14.5 mm en machos) y *T. gracilis* (21.5 – 27.4 mm en hembras) fueron mucho mayores a nuestra especie (4.5 – 5.8 mm en hembras y 3.5 – 4.4 mm en machos). *T. madisonensis* presenta testículos con 24 - 28 lóbulos, mientras que en nuestro ejemplar se observa que es irregular y de pocas lobulaciones. El tubo cloacal en *T. fossor* (2.5 mm), *T. perognathi* (2.0 mm) y *T. silviae* (1.9 – 2.7 mm), es mucho mayor al de *Trichuris* cf. *peromysci* (0.49 – 0.9 mm), *T. dipodomis* presenta el extremo distal del macho bilobulado y el conducto eyaculador en *T. neotomae* (3 mm) es mucho mayor a nuestros ejemplares (1.1 – 1.3 mm). *T. stansburyi* y *T. peromysci* son especies muy similares morfológicamente, sin embargo se diferencian por el tamaño de los huevos. El primero con medidas entre los 51-63 x 26-30 µm y el segundo entre los 87 - 92 x 40 µm semejante a la especie descrita en este trabajo 65 – 88 x 30 – 40 µm.

#### *Protospirura numidica* Seurat, 1914

El género *Protospirura* se diferencia de *Mastophorus* por presentar el pseudolabio bidentado o cuadridentado, la faringe comprimida lateralmente, las papilas caudales en su mayoría sésiles, la distancia del ano al extremo caudal del macho relativamente corta y la



vulva por lo general, posterior a la parte media del cuerpo. En la actualidad se conocen 13 especies que han sido distinguidas entre sí principalmente por la disposición y el número de papilas, y por la morfología y la longitud de las espículas del macho. En el Perú se ha descrito a *Protopirura chanchanensis* Ibáñez, 1966 parasitando a *Rattus norvegicus* para la ciudad de Trujillo, sin embargo esta especie junto a *P. paucidentata* Wang et al., 1978 y *P. srivastavai* Gupta and Trivedi, 1987 se encuentran ahora dentro de la subfamilia Spirocercinae debido a que la faringe no está comprimida lateralmente. Con respecto al número de papilas se descartan las siguientes especies: *P. siamensis* Ribas et al., 2012; *P. mexicana* Falcón y Sanabria, 1995 y *P. okinavensis* Hasegawa, 1990 presentan 4 pares postcloacales; en *P. kaindiensis* Smales, Harris y Behnke, 2009; *P. peromysci* Babero y Matthias, 1967 y *P. anopla* Kreis, 1938 se observan 5 pares; *P. armeniana* Alojjan, 1951 luce 3 pares que son más grandes del total de las papilas postcloacales y hay más de una papila impar postcloacal; *P. chabaudi* Vuylsteke, 1964 carece de una papila impar preanal; mientras que nuestra especie presenta 7 pares postcloacales (2 de ellos más grandes) y una papila impar precloacal. *P. muricola* Geddoelst, 1916 se descarta porque tiene 6 pares de papilas postcloacales y las espículas son muy pequeñas: 268–430 (352)  $\mu\text{m}$  en la derecha y 290–501 (411)  $\mu\text{m}$  en la izquierda. En *P. pseudomuris* Yokohata y Abe, 1989 se observa que las elevaciones laterales de la abertura oral (pseudolabios) carecen de dentículos y cada una de las formaciones submedianas tienen solo uno. Se excluye a *P. suslica* Schulz, 1928 (0.573 mm espícula derecha y 0.315 mm espícula izquierda) y *P. bonnei* Ortlepp, 1924 (0.4 - 0.46 mm espícula derecha y 0.39 - 0.4 mm espícula izquierda) por el tamaño de sus espículas. *P. numidica* se diferencia del resto de las especies por presentar la espícula derecha mucho más larga que la izquierda. En 1968, Quentin sugirió dos subespecies: *P. numidica numidica* con la espícula derecha de 0.83  $\mu\text{m}$  y la izquierda de 0.42  $\mu\text{m}$  de largo y *P. numidica criceticola* con la espícula derecha de 1.13 – 1.38  $\mu\text{m}$  y la izquierda de 0.47 – 0.50  $\mu\text{m}$  de largo en la descripción

original. Nuestra especie, sin embargo presenta la espícula derecha (0.93 – 1.04 mm) diferente. No obstante, si consideramos la mayor cercanía en el tamaño de las espículas y la distribución del parásito; nuestros especímenes pertenecerían a *P numidica criceticola* que parasita mamíferos americanos dado que *P numidica numidica* se describió en un hospedero de Argelia, África.

#### *Stilestrongylus* sp.

El género *Stilestrongylus* se encuentra ampliamente distribuidos en toda la región Neotropical (Digiani y Durette-Desset, 2003). Durette-Desset (1971), definió al género como un grupo que incluye a especies con más de 24 crestas cuticulares subiguales en la synlophe a nivel de la zona media del cuerpo, una bursa caudal marcadamente asimétrica y un cono genital hipertrofiado. En este género, se han descrito 26 especies en la actualidad, de las cuales 12 (*S. stilesi* Freitas, Lent y Almeida, 1937; *S. barusi* Durette-Desset, 1970; *S. dessetae* Yoyotte Vado, 1972; *S. moreli* Diaw, 1976; *S. manni* Denke y Murua, 1977; *S. peromysci* Falcón y Sanabria, 1999; *S. franciscanus* Digiani y Durette-Desset, 2003; *S. andalgala* Digiani y Durette-Desset, 2007; *S. catamarca* Digiani y Durette-Desset, 2007; *S. lanfrediae*, Souza et al. 2009; *S. kaaguyporai* Panisse y Digiani, 2018 y *S. rolandoi* Boullosa, 2018) se excluyen por un mayor tamaño de las espículas. Las especies que se asemejan por presentar un patrón de bursa tipo 1-4 son: *S. acuelata* Travassos, 1918; *S. eta* Travassos, 1937; *S. renaudae* Durette-Desset, 1970; *S. azarai* Durette-Desset y Sutton, 1985; *S. aureus* Durette-Desset y Sutton, 1985; *S. flavescens* Sutton y Durette-Desset, 1991; *S. oryzomysi* Sutton y Durette-Desset, 1991; *S. talaverensis* Digiani y Durette-Desset, 2003 y *S. graciellae* Digiani y Durette-Desset, 2007. De ellos, *S. aureus*, *S. talaverensis* y *S. flavescens* se distinguen por presentar gran asimetría en el tamaño de los rayos ocho, y los dos últimos por presentar también una mayor longitud de los rayos 4 y 5 en el lóbulo derecho. En *S. renaudae* el nacimiento de

los rayos ocho es asimétrico y el rayo dos es delgado y de menor tamaño. *S. graciellae* presenta el lóbulo dorsal muy corto y 25 ganchos cuticulares en la parte media del cuerpo en ambos sexos. *S. azarai* de *Akodon azarae azarae* y de *Graomys griseoflavus*; *S. oryzomysi* de *Oryzomys flavescens*; *S. eta* y *S. acuelata* de *Akodon montensis* presentan los rayos de la bursa dispuestas de manera similar. Sin embargo, *S. azarai* (2.85 mm en machos y 4.35 mm en hembras) y *S. oryzomysi* (2.72 mm en machos y 3.22 mm en hembras) son nematodos más grandes que los del estudio (1.9 mm en machos y 2.6 mm en hembras). *S. acuelata* y *S. eta* tienen medidas morfológicas similares, pero difieren por la cantidad de crestas cuticulares de la synlophe. En la parte media del cuerpo: *S. azarai* presenta 25 crestas en machos y hembras de *A. azarae azarae*, 26 crestas en machos y 28 en hembras de *G. griseoflavus*; *S. oryzomysi* con 24-25 crestas en machos y hembras; *S. eta* con 17 crestas en machos y 20 en hembras; y *S. acuelata* con 19 crestas en machos y 23 en hembras. No obstante nuestra especie cuenta con 22 crestas en machos y 27 en hembras, que lo diferencia de las especies más cercanas, por lo que no se ha podido determinar la especie.

*Viannella trichospicula* Durette Desset, Goncalves y Pinto, 2006

El género *Viannella* comprende actualmente 10 especies, de los cuales 9 parasitan roedores caviomorfos y una especie encontrada en primates. Se distribuyen en la región Neotropical de Brasil y Argentina y se caracterizan por presentar en el macho una bursa subsimétrica con lóbulos dorsales bien desarrollados, espículas cortas y retorcidas; con hembras monodélficas y una synlophe en ambos sexos (conocidos solo en 5 especies) sin crestas cuticulares en los lados ventral-derecho y dorsal-izquierdo, siendo el patrón de la bursa caudal variable (Durette-Desset 1971, Durette-Desset et al. 2006); características que permitieron incluir a nuestros especímenes en este género. *V. africana* Clapham, 1947 se diferencia del resto por la presencia de un gubernáculo. *V. argentina* Freitas, Lent

y Almmeida, 1937 luce un lóbulo dorsal muy desarrollado con el rayo dorsal que se bifurca en el extremo distal. Anterior a la bifurcación se observa también una rama externa larga y delgada. *V. brevispicula* Lent y Freitas, 1936 (232 – 243  $\mu\text{m}$ ) y *V. dubia* Travassos, 1921 (291 – 392  $\mu\text{m}$ ) tienen las espículas más largas que nuestra especie (87.96 – 104.17  $\mu\text{m}$ ). *V. fariai* Travassos, 1915; *V. travassosi* Pinto, 1935; *V. viscaciae* Goodey, 1925 y *V. lenti* Durette-Desset, 1968 se descartan por presentar 3, 10, 14 y 7 crestas en la synlophe respectivamente. Las especies más semejantes por poseer 12 crestas cuticulares en la parte media del cuerpo son: *V. hydrochoeri* Travassos, 1914 y *V. trichospicula*, de las cuales *V. hydrochoeri* se descarta al presentar las espículas gruesas, el lóbulo dorsal alargado y mayor proporción de la espícula/longitud del cuerpo (8.9 – 9.5 %); mientras que *V. trichospicula* presenta las espículas delgadas con el lóbulo dorsal más corto que los rayos ocho, la proporción de la espícula/longitud del cuerpo es de 5.9 – 6.4 % y la presencia de 11 crestas (4 dorsales, 7 ventrales) en los machos y 12 crestas cuticulares (5 dorsales, 7 ventrales) en las hembras. Por lo cual, se concluye que nuestros especímenes pertenecen a la especie *V. trichospicula*.

#### *Pterygodermatites* Wedl, 1861

El género *Pterygodermatites* es un grupo de nematodos de la familia Rictularidae que se caracteriza por la presencia de dos hileras de procesos cuticulares quitinosos de aspecto pectiniforme y que cubre prácticamente toda la región lateroventral del individuo en ambos sexos (Quentin, 1969b). Se diferencia de *Rictularia* por ubicarse la abertura oral en posición apical o algo desplazado dorsalmente, nunca completamente dorsal y transversal. Presencia de 3 dientes esofageales y el número de espinas prevulvares entre los 29-58 pares. Actualmente cuenta con cerca de 50 especies que parasitan el lumen o la mucosa intestinal. Nuestra especie pertenece al subgénero *Pterygodermatites* (*Paucipectines*) por la posición de la abertura oral que es terminal y la presencia de 29-39

pares de procesos cuticulares prevulvares (Quentin, 1969b). Se han descrito 21 especies de este subgénero de las cuales 12 se excluyen por presentar igual o más de 35 pares de procesos cuticulares prevulvares. *P. coloradensis* Hall, 1916; *P. onychomis* Cuckler, 1939; *P. baicalensis* Spassky, 1952 y *P. peromysci* Lichtenfels, 1970 son descartados por poseer igual o menor de 65 procesos cuticulares totales en hembras. El macho de *P. ondatrae* Chandler, 1941 tiene 52 procesos cuticulares, que es mucho mayor a nuestras especies (39-41, 41 y 42-44). Los especímenes colectados en *A. orophilus* de Amazonas y *A. subfuscus* de Arequipa se diferencian de *P. microti* (0-1) por el número de proyecciones cuticulares en forma de abanico que son 3; y de *P. sibiricensis* (110 y 53  $\mu\text{m}$ ) y *P. parkeri* (270 y 260  $\mu\text{m}$ ) por el tamaño de las espículas. *P. azarai* fue hallado en el intestino de *A. azarae azarae* de Argentina y es la especie más cercana por las siguientes características: 30-31 proyecciones cuticulares prevulvares, 67-71 y 39-43 proyecciones cuticulares totales en hembras y machos respectivamente, 3-4 proyecciones cuticulares en forma de abanico y el tamaño de las espículas de 80-60  $\mu\text{m}$ . No se ha podido identificar a las otras dos especies encontradas debido a que no hay similitud con las reportadas hasta la fecha. *P. (Paucipectines) sp1.* de *A. orophilus* presenta espículas ligeramente desiguales; la mayor de 202.54  $\mu\text{m}$  y la menor de 188.47  $\mu\text{m}$  de largo. Por otro lado, *P. (Paucipectines) sp2.* de *A. subfuscus* tiene un solo abanico cuticular con espícula mayor de 66.71 (61.92 – 70.57)  $\mu\text{m}$  y espícula menor de 54.64 (46.36 – 62.17)  $\mu\text{m}$  de largo.

## 6.2. ANÁLISIS ESTADÍSTICO DE LA NEMATOFAUNA

Los parásitos juegan roles importantes en muchos aspectos de la fisiología, inmunidad, ecología, comportamiento y la dinámica poblacional del hospedero (Tompkins et al., 2001; Gunn y Irvine, 2003; Irvine, 2006). Tomar en cuenta aquellos factores intrínsecos como la talla, peso y sexo del roedor, y factores extrínsecos como las localidades, latitudes, altitudes y el efecto antrópico en el hábitat permitirá conocer mejor las interacciones entre ellos. Se observó que el mayor número de roedores colectados de las especies *A. orophilus* y *A. subfuscus* fueron hembras, quienes también presentaron mayor número de parásitos, sin embargo no fueron diferencias muy significativas.

La diferencia que existe en el tipo de hábitat de cada localidad muestreada puede influir en la riqueza parasitaria, debido a que en las zonas del trópico los hospederos intermediarios pueden ser más diversos, favoreciendo a los nematodos heteroxenos, y en las condiciones más cálidas o de temperaturas menos variables puede favorecer la supervivencia de los nematodos monoxenos. (Poulin, 2011). En nuestro muestreo, las localidades de Amazonas (bosque húmedo montado) se encontraron en latitudes más bajas que las de Arequipa (valle interandino). Por lo tanto, mayor riqueza parasitaria se observó en los roedores capturados de la región de Amazonas.

Otro factor a tomar en cuenta es el impacto antrópico de las localidades muestreadas. La zona donde se obtuvo mayor número de roedores en Amazona fue un Área de Conservación Privada por lo cual la perturbación humana no fue significativa. En cambio, en las localidades de Arequipa el efecto antrópico fue más notorio por ser hectáreas agrícolas que podría haber modificado la interacción parásito-hospedero al disminuir los eventos infecciosos y causar la reducción de especies parásitas. Aunque también se ha observado que algunos nematodos se ven favorecidos por el comportamiento generalista del hospedero, lo que sucede con el género *Akodon* que se adapta fácilmente a

ambientes alterados. Por ejemplo, *S. carlitosi*, que fue el parásito más abundante en esta región presenta un ciclo de vida monoxeno, en cambio, los otros nematodos como *Pterygodermatites* y *Protospirura* necesitan un hospedero intermediario lo que los hace más dependientes en gran medida al número, la diversidad y abundancia de artrópodos en la zona (Gardner et al., 2008).

De todos los nematodos identificados, el género *Pterygodermatites* fue el único que presentó más de una especie coexistiendo dentro de un mismo roedor (2 especies en *A. orophilus* y 2 especies en *A. subfuscus*). Esto podría explicarse a que las interacciones competitivas dentro del hospedero favorecen la diversidad parasitaria y que especies que consumen los mismos recursos compiten a través de la competencia por explotación, (Bashey, 2015). Estos rasgos exclusivos del parásito le que pueden permitir que supere a otros dentro del hospedero. Algunos estudios mencionan también que las especies en este grupo pueden presentar diferencias morfológicas significativas y no mostrar relación estricta de especificidad, que favorece un proceso evolutivo llamado “cambio del hospedero” (Jiménez, Notarnicola y Gardner, 2017) lo que le ayudaría a la ampliación de las especies de mamíferos que infecta.

Con respecto a *S. carlitosi*, trabajos previos mencionan de una posible coespeciación de este nematodo con el género *Akodon* por su correspondencia parásito-hospedero, alto grado de especificidad y la alta frecuencia y abundancia parasitaria; así como su uso potencial como marcador taxonómico del hospedero. (Robles 2010). En el presente estudio se pudo comprobar la alta abundancia y frecuencia que presenta el parásito, siendo mayor en *A. subfuscus* debido a que no se vio afectado por la presencia de otro parásito en el mismo órgano, que sí se observó en *A. orophilus* por la infección en el ciego de *Trichuris* cf *peromysci*.

En *A. subfuscus*., la mayoría de los roedores mostraron monoparasitismo, debido a que en casi todos los casos solo se halló a *S. carlitosi* infectando el ciego del roedor. El biparasitismo se explica por la convivencia de dos especies parásitas generalmente en órganos distintos (ciego e intestino). *Pterygodermatites (P.) sp2.* y *Pterygodermatites (P.) azarai* se encontraron infectando dos órganos en el mismo roedor (intestino delgado y estómago), causado posiblemente por la reducción del espacio y los recursos limitados que presionaron al parásito a migrar a otro órgano. En *A. orophilus*, los nematodos *Stilestrongylus sp.* y *V. trichospicula* se encontraron coparasitando solo el intestino delgado del roedor, evento que puede ser explicado por factores evolutivos y ecológicos relacionado al ciclo de vida monoxénico, la coexistencia de formas primitivas y evolucionadas en el mismo hospedero, la distribución espacial dentro del nicho que ocupa cada uno, entre otros; lo que permite la tolerancia de varias especies en un mismo órgano. (Durette-Desset, 1985).

El hábito insectívoro que presenta el hospedero podría favorecer el carácter oportunista de algunos parásitos, sin embargo no se ha observado este tipo de infección en las muestras revisadas.

En Arequipa, los roedores de mediano tamaño (13.2 – 15.5 cm) muestran ser más frecuentes a la infección. En los roedores de Amazonas no se observa dicha relación.

Se observa mayor frecuencia de hembras *A. orophilus* parasitadas con pesos entre los 19.7 – 23.0 g, mientras que en los machos parasitados el peso no influye notoriamente en el número de casos. En *A. subfuscus*, tanto hembras como machos parasitados, son más frecuentes en pesos entre los 13.0 – 18.1 g.



En Amazonas, la talla de los roedores no influye en la frecuencia parasitaria, sin embargo en Arequipa más del 60% de los parásitos colectados se encuentran en roedores de tallas entre los 13.2 – 15.5 cm.

Existe una ligera relación entre el peso y la frecuencia parasitaria de los roedores de Amazonas; debido a que se observa un leve aumento del número de parásitos en roedores de pesos entre los 19.7 – 23.0 g. En Arequipa, más del 50% de los roedores entre los 13.0 - 18.1 g muestran frecuencias parasitarias altas.

No se observa diferencias entre las elevaciones de las 4 localidades de Arequipa y el número de casos de roedores infectados, así como también de la frecuencia parasitaria. Mayor prevalencia, abundancia y carga parasitaria se observó en los nematodos *Stilestrongylus* sp. de Amazonas y en *S. carlitosi* de Arequipa.

Según los resultados obtenidos podemos mencionar que *S. carlitosi*, *Pterygodermatites* (*P.*) *azarai* y *P. numidica* fueron los parásitos en común entre los dos grupos de roedores colectados, compartiendo un 37.5% de su nematofauna. *A. orophilus* pertenece al grupo *aerosus* mientras que *A. subfuscus* es del grupo *boliviensis*, clados separados por factores filogenéticos y fenéticos. Se comprueba por lo tanto que estos grupos de roedores comparten algunos nematodos, posiblemente específicos del género, y se diferencian con otros. Mayores estudios permitirán evaluar la especificidad de su nematofauna, si existe un proceso de coevolución entre ellos o si pueden ser considerados en estudios filogenéticos del hospedero.

## 7. CONCLUSIONES

1. Se identifican 7 especies de nematodos parásitos en *Akodon orophilus* del región de Amazonas: *Syphacia carlitosi*, *Trichuris* cf. *peromysci*, *Stilestrongylus* sp., *Viannella trichospicula*, *Protospirura numidica*, *Pterygodermatites* (*Paucipectines*) *azarai* y *Pterygodermatites* (*Paucipectines*) sp1.
2. Se identifican 4 especies de nematodos parásitos en *A. subfuscus* del región de Arequipa: *Syphacia carlitosi*, *Protospirura* sp, *Pterygodermatites* (*Paucipectines*) *azarai* y *Pterygodermatites* (*Paucipectines*) sp2.
3. Se reporta por primera vez en nuestro país al género *Viannella* y a las especies *S. carlitosi*, *Trichuris* cf. *peromysci*, y *Pterygodermatites* (*P.*) *azarai*.
4. Se registra a *A. orophilus* como nuevo hospedero para *Trichuris* cf. *peromysci*, *P. numidica*, *Stilestrongylus* sp. *S. carlitosi*, *V. trichospicula* y el género *Pterygodermatites* y a *A. subfuscus* como nuevo hospedero para *S. carlitosi*, *P. numidica*, y el género *Pterygodermatites*.
5. Se amplía la distribución geográfica de *Stilestrongylus* y *Trichuris* para el región de Amazonas; y de *Syphacia*, *Pterygodermatites* y *P. numidica* para los regiones de Amazonas y Arequipa en nuestro país.
6. Se incluye al Perú en la distribución geográfica de *S. carlitosi*, *P. azarai*, *Trichuris* cf. *peromysci* y *V. trichospicula* en Sudamérica.
7. En Arequipa, los roedores de mediano tamaño (13.2 – 15.5 cm) muestran ser más frecuentes a la infección y presentar más del 60 % de los parásitos colectados.
8. Existe una ligera relación entre el peso y la frecuencia parasitaria de los roedores de Amazonas siendo mayor entre los 19.7 – 23.0 g, mientras que en Arequipa, más del 50% de los roedores entre los 13.0 - 18.1 g muestran frecuencias parasitarias altas.

9. El triparasitismo es más frecuente en *A. orophilus*, mientras que el monoparasitismo en *A. subfuscus*.
10. *Stilestrongylus* sp. de *A. orophilus* y *Syphacia carlitosi* de *A. subfuscus* presentan la prevalencia, intensidad media y abundancia más alta reportada para el estudio.
11. Se observa mayor riqueza parasitaria en *A. orophilus* (7 especies encontradas) de Amazonas, posiblemente por las características favorables que presenta esta región, que permite la normal circulación de los eventos infecciosos.
12. *A. orophilus* del grupo *Aerosus* y *A. subfuscus* del grupo *Boliviensis* tienen diferencias en su nematofauna pero a la vez comparten un 37.5% de sus parásitos.

## 8. RECOMENDACIONES

1. Es necesario el uso de alcohol caliente, al menos con algunos ejemplares, en la fijación de los nematodos para facilitar futuros análisis moleculares que permitan complementar la identificación en base a relaciones filogenéticas.
2. Para estudios morfológicos, se suele utilizar el formol o AFA como fijadores, no obstante son reactivos altamente tóxicos que pueden ser reemplazados en campo por el alcohol caliente. Sin embargo, debido al elevado costo del alcohol y el potencial peligro que representa emplearlos al ser altamente inflamable, se optó por el uso del agua caliente solo en la fijación de los especímenes. Por lo cual, se recomienda utilizarlo cuando las condiciones no permitan disponer en la zona de muestreo de los reactivos mencionados previamente.
3. Efectuar el procesamiento de las vísceras (aislamiento, fijación y preservación) lo más pronto posible después de la muerte del hospedero para evitar la migración de los parásitos a otros órganos adyacentes.
4. Conocer la metodología para la preparación de las muestras que serán empleadas en el microscopio electrónico de barrido nos permitirá aislar algunos especímenes del análisis morfológico para reducir el daño a la parte externa del parásito.
5. Detallar la región específica del órgano donde se localizó al parásito, para conocer el comportamiento competitivo por el recurso y/o de adaptación que evidencian cuando conviven en el mismo órgano del hospedero.
6. Continuar con el estudio de la nematofauna en otras especies de roedores del género *Akodon* para comprender mejor la dinámica y el grado de relación parásito – hospedero en la especificidad de la infección y un posible vínculo con la filogenia del roedor.

## 9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ADAMSON, Martin L. Modes of transmission and evolution of life histories in zooparasitic nematodes. *Canadian Journal of Zoology*, 1986, vol. 64, nº 7, p. 1375-1384.
- ANDERSON, Roy Clayton. Nematode transmission patterns. *The Journal of parasitology*, 1988, vol. 74, nº 1 p. 30-45. DOI: 10.2307/3282477
- ANDERSON, Roy Clayton; CHABAUD Alain Gabriel y WILLMOTT Sheila (Eds.) Keys to the nematode parasites of vertebrates: archival volume. 1ra ed., Wallingford, CAB International, 2009, 480pp. ISBN: 978-1-84593-572-6.
- BABERO, B. B., et al. *Protospirura peromysci n. sp.* (Nematoda: Spiruridea) and other helminths from *Peromyscus spp.* in Nevada. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 1967, vol. 34, nº 2, p. 255-261.
- BABERO, Bert; CATTAN, Pedro y CABELLO, Carlos. A new species of whipworm from the rodent *Akodon longipilis* in Chile. *Transactions of the American Microscopical Society*, 1976, p. 232-235. DOI: 10.2307/3225071
- BABERO, B. B., & Murua, R. B. A new species of whipworm from a South American hystricomorph rodent. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 1990, vol. 85, p. 211–213.
- BARKER, F. D. Parasites of the American muskrat (*Fiber zibethicus*). *The Journal of parasitology*, 1915, vol. 1, nº 4, p. 184-197. DOI: 10.2307/3270807
- BASHEY, Farrah. Within-host competitive interactions as a mechanism for the maintenance of parasite diversity. *Phil. Trans. R. Soc. B*, 2015, vol. 370, nº 1675, 8pp. DOI: 10.1098/rstb.2014.0301

- BOULLOSA, R. G., et al. A new heligmonellid (Nematoda) species of the genus *Stilestrongylus* in *Euryoryzomys russatus* (Rodentia: Sigmodontinae) in the Atlantic Forest, southern Brazil. *Journal of helminthology*, 2018, p. 1-4. DOI: 10.1051/parasite/2003101p21.
- CAMPOS, Mariana y VARGAS, Mario. Biología de *Protospirura muricola* Geddoelst, 1916 y *Mastophorus muris* (Gmelin, 1790) (Nematoda: Spiruridae), en Costa Rica. I. Huéspedes intermediarios. *Revista de Biología Tropical*, 1977, vol. 25, nº 2, p. 191-207.
- CARDOSO, T.; SIMÕES, R.; LUQUE, J.; MALDONADO, A y GENTILE, R. The influence of habitat fragmentation on helminth communities in rodent populations from a Brazilian Mountain Atlantic Forest. *Journal of helminthology*, 2016, vol. 90, nº 04, p. 460-468. DOI: 10.1017/S0022149X15000589
- CHANDLER, Asa C. Specific characters in the genus *Trichuris*, with a description of a new species, *Trichuris tenuis*, from a camel. *The Journal of Parasitology*, 1930, vol. 16, nº 04, p. 198-206. DOI: 10.2307/3271514
- CHANDLER, Asa C. Helminths of muskrats in southeast Texas. *The Journal of Parasitology*, 1941, vol. 27, nº 2, p. 175-181. DOI: 10.2307/3272663
- CHANDLER, Asa C. *Trichuris* species from California rodents. *The Journal of Parasitology*, 1945, vol. 31, nº 4, p. 284-286. DOI: 10.2307/3273006
- CHANDLER, Asa C. *Trichuris peromysci* n. sp. from *Peromyscus californicus*, and further notes on *T. perognathi* Chandler, 1945. *The Journal of Parasitology*, 1946, vol. 32, nº. 02, pp. 208. DOI: 10.2307/3272598

- CLAPHAM, Phyllis. On *Viannella africana* n. sp., *Cheilospirura falconis* n. sp., and *Oesophagostomum tridentatum* Maplestone, 1932. *Journal of helminthology*, 1947, vol. 22, nº 1, p. 29-36.
- CORREA, D.C.; LANFREDI, R.M.; PINTO, R.P. y DE SOUZA, W. Description of *Trichuris travassosi* n. sp. (Nematoda: Trichurinae) from a Brazilian Rodent, by light and scanning electron microscopy. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 1992, vol. 87 (Suppl. I), p. 1–10.
- COYNER, Brandi; BRAUN, Janet; MARES, Michael y VAN DEN BUSSCHE Ronald. Taxonomic validity of species groups in the genus *Akodon* (Rodentia, Cricetidae). *Zoologica Scripta*, 2013, vol. 42, nº 04, p. 335-350. DOI: 10.1111/zsc.12014
- CUCKLER, Ashton. *Rictularia onychomis* n. sp. (Nematoda: Thelaziidae) from the grasshopper mouse, *Onychomys leucogaster* (Weid). *The Journal of Parasitology*, 1939, vol. 25, nº 5, p. 431-435. DOI: 10.2307/3272312
- DE MORAES NETO, Antonio; LANFREDI, R.; DE SOUZA, W. Emended description of *Litomosoides silvai* (Nematoda: Filarioidea) of *Akodon cursor* (Rodentia: Muridae). *The Journal of parasitology*, 1996, p. 988-991. DOI: 10.2307/3284210
- DENKE, Abékoué y MURUA, roberto. Description of *Stilestrongylus manni* n. sp. (Nematoda: Heligmosomidae) parasite de différentes Cricetides du Chili. *Bulletin du Muséum d'Histoire Naturelle*, 1977, vol. 298, 3e Série, p. 127-131.
- DIGIANI, María Celina y DURETTE-DESSET, Marie-Claude. Two new species of Nippostrongylinae (Nematoda: Trichostrongylina: Heligmonellidae) from the grey leaf-eared mouse *Graomys griseoflavus* (Sigmodontinae) in Argentina. *Parasite*, 2003(a), vol. 10, nº. 1, p. 21-29. DOI: 10.1051/parasite/2003101p21

- DIGIANI, Maria Celina y DURETTE-DESSET, Marie-Claude. Two new species of Nippostrongylinae (Nematoda: Heligmosomoidea: Heligmonellidae) from a Sigmodontine rodent in Argentina. *Acta Parasitologica*, 2003(b), vol. 48, n° 1, p. 12-18.
- DIGIANI, María Celina y DURETTE-DESSET, Marie-Claude. Trichostrongylina (Nematoda) parasitic in *Phyllotis* sp. (Rodentia: Sigmodontinae) from Argentina, with description of three new species. *Parasitology International*, 2007, vol. 56, n° 1, p. 9-18. DOI: 10.1016/j.parint.2006.10.001
- DIGIANI, María Celina; NAVONE, Graciela T. y DURETTE-DESSET, Marie-Claude. The systematic position of some nippostrongyline nematodes (Trichostrongylina: Heligmosomoidea) parasitic in Argentinean sigmodontine rodents. *Systematic Parasitology*, 2007, vol. 67, n° 2, p. 87-92. DOI: 10.1007/s11230-006-9071-5
- DURETTE-DESSET, Marie-Claude, et al. Nématodes héligmosomes d'amérique du sud I. description de deux nouvelles espèces *stilestrongylus freitasi*, parasite de *zygodontomys lasiurus*, et *Viannella lenti*, parasite de *Galea spixi*. *Bulletin du Muséum national d'Histoire naturelle*, 1968, vol. 40, n° 2, p. 403-412.
- DURETTE-DESSET, Marie-Claude, et al. Nématodes héligmosomes d'amérique du sud VIII. Description de six nouvelles especes, parasites de Cricetides. *Bulletin du Museum National d'Histoire Naturelle*, 1970, vol. 42, n° 4, p. 730-744.
- DURETTE-DESSET, Marie-Claude. Essai de classification des Nématodes Héligmosomes. Corrélation avec la paléobiogéographie des hôtes. *Mémoires du Museum National d'Histoire Naturelle*, 1971, vol. 49, sér. A, Zool., p.1-126.
- DURETTE-DESSET, Marie-Claude; GONÇALVES, Alessandra y PINTO, Roberto. Trichostrongylina (Nematoda, Heligmosomoidea) coparasites in *Dasyprocta*



*fuliginosa* Wagler (Rodentia, Dasyproctidae) from Brazil, with the re-establishment of the genus *Avellaria* Freitas & Lent and the description of two new species. *Revista Brasileira de Zoologia*, 2006, vol. 23, no 2, p. 509-519.

DURETTE-DESSET, Marie-Claude y DIGIANI, M. C. Additional morphometrical data on some Heligmonellidae (Nematoda: Trichostrongylina) parasitic in Neotropical rodents (Cricetidae). *Parasite*, 2010, v. 17, nº 2, p. 107-111.

DURETTE-DESSET, Marie-Claude y DIGIANI, M. C. The caudal bursa in the Heligmonellidae (Nematoda: Trichostrongylina). Characterization and hypothesis on its evolution. *Parasite: journal de la Société Française de Parasitologie*, 2012, vol. 19, nº 1, pp. 3.

DURETTE-DESSET, Marie-Claude y SUTTON, Carola. Contribución al conocimiento de la fauna parasitológica argentina. X. Nematodes (Trichostrongyloidea) en *Akodon azarae azarae* (Fischer) y *Reithrodon auritus* Fischer. *Revista del Museo de La Plata*, 1985, vol. 14, p. 21-33.

DURETTE-DESSET, Marie-Claude. Trichostrongyloid nematodes and their Vertebrate hosts: reconstruction of the phylogeny of a parasitic group. *Advances in Parasitology*, 1985, vol. 24, p. 239-306.

DURETTE-DESSET, Marie-Claude y DIGIANI, M. C. The axis of orientation of the synlophe in the Heligmosomoidea (Nematoda, Trichostrongylina): a new approach. *Parasite*, 2005, vol. 12, nº 3, p. 195-202.

DURETTE-DESSET, Marie-Claude; GONÇALVES, Alessandra Q. y PINTO, Roberto M. Trichostrongylina (Nematoda, Heligmosomoidea) coparasites in *Dasyprocta fuliginosa* Wagler (Rodentia, Dasyproctidae) from Brazil, with the re-establishment of the genus *Avellaria* Freitas & Lent and the description of two new

- species. *Revista Brasileira de Zoologia*, 2006, vol. 23, nº 2, p. 509-519. DOI: 10.1590/S0101-81752006000200026
- DIAW O.T. Contribution à l'étude de Nématodes Trichostrongyloidea parasites de Xénarthres. Marsupiaux et Rongeurs néotropicaux. *Bulletin du Muséum National d'Histoire naturelle*, 1976, vol. 405, p. 1065-1089.
- ERICKSON, Arnold. Parasites of some Minnesota Cricetidae and Zapodidae, and a host catalogue of helminth parasites of native American mice. *American Midland Naturalist*, 1938, vol. 20, nº 3, p. 575-589. DOI: 10.2307/2420294
- FALCÓN, Jorge y SANABRIA, María de los Ángeles. Especie nueva del género *Protospirura* (Nemata: Spiruridae) de *Peromyscus difficilis* (Rodentia: Cricetidae) de Hidalgo, México. *Anales del Instituto de Biología*, 1995, vol. 66, Serie Zoología, nº 1.
- FALCÓN, Jorge y SANABRIA, María de los Ángeles. Dos nuevas especies de *Stilestrongylus* (Nematoda: Heligmonellidae) parásitos de *Peromyscus* (Rodentia: Cricetidae) de México. *Revista de Biología Tropical*, 1999, vol. 47, nº 4, p. 929-937.
- FRANDSEN, John C., et al. *Trichuris stansburyi* and *Gongyлонema mysciphilia*, two new species of nematodes from the deer mouse in Utah. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 1961, vol. 28, nº 1, p. 91-94.
- FREITAS, J. F.; LENT, Herman y ALMEIDA, J. Pequena contribuição ao estudo da fauna helminthologica da Argentina: (Nematoda). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 1937, vol. 32, nº 2, p. 195-209.
- FROESCHKE, Götz y MATTHEE, Sonja. Landscape characteristics influence helminth infestations in a peri - domestic rodent - implications for possible zoonotic

- disease. *Parasites & vectors*, 2014, vol. 7, nº 1, p. 393. DOI: 10.1186/1756-3305-7-393.
- FUENTES, M. V. et al. Small mammals (Lagomorpha and Rodentia) and fascioliasis transmission in the Northern Bolivian Altiplano endemic zone. *Research and Reviews in Parasitology*, 1997, vol. 57, p. 115-121. DOI: 0.1080/00034983.1999.11813491
- GARDNER, Toby A., et al. Understanding the biodiversity consequences of habitat change: the value of secondary and plantation forests for neotropical dung beetles. *Journal of applied ecology*, 2008, vol. 45, nº 3, p. 883-893. DOI: 10.1111/j.1365-2664.2008.01454.x
- GARDNER, Alfred; PATTON, James; PARDIÑAS, Ulyses y D'ELÍA, Guillermo. (Eds.). Mammals of South America, volume 2: rodents. *University of Chicago Press*, 2015.
- GIBBONS, LYNDIA M. Keys to the nematode parasite of vertebrates supplementary volume. CAB International, Wallingford, 2010.
- GOODEY, T. *Viannella viscaciae* n. sp., a nematode parasite of the South American rodent *Viscacia viscacia*. *Journal of Helminthology*, 1925, vol. 3, nº 3-4, p. 157-162.
- GOMES, Delir; CRUZ, Rosane; VICENTE, Joaquim y PINTO, Roberto. Nematode parasites of marsupials and small rodents from the Brazilian Atlantic Forest in the State of Rio de Janeiro, Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 2003, vol. 20, nº 04, p. 699-707.
- GLESSLER, Lucas Trevisan et al. *Litomosoides silvai* (Nematoda: Onchocercidae) parasitizing *Akodon montensis* (Rodentia: Cricetidae) in the southern region of

- Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 2017, vol. 26, nº 04, p. 433-438. DOI: 10.1590/s1984-29612017060
- GRIFFIN, Bretton Skyler. Description and distribution of Helminth parasites of White-Bellied Grass mice (*Akodon albiventer*) and Andean Vesper mice (*Calomys lepidus*) of the altiplano region of Bolivia. Tese de Doutorado. Colorado State University. 2016. 168pp.
- GUNN, Anne y IRVINE, Justin. Subclinical parasitism and ruminant foraging strategies: a review. *Wildlife Society Bulletin*, 2003, p. 117-126.
- GUPTA, S. P. y TRIVEDI K. K. Nematode parasites of vertebrates. On a new spirurid, *Protospirura srivastavai* sp. nov. (Family: Spiruridae Oerley, 1885) from a field mouse, *Mus platythrix* from Udaipur, Rajasthan. *Indian Journal of Helminthology*, 1987, vol. 39, p. 153-159.
- HALL, Maurice Crowther. Nematode Parasites of Mammals of the Orders Rodentia, Lagomorpha, and Hyraciodea. George Washington University. *Proceedings of the United States National Museum*, 1916, vol. 50, p. 1–258.
- HASEGAWA, Hideo. *Protospirura okinavensis* sp. n. (Nematoda: Spiruridae) from *Mus caroli* on Okinawa Island, Japan. *Journal of the Helminthological Society of Washington*, 1990, vol. 57, p. 153-156.
- HERBRETEAU, Vincent, et al. Protocols for field and laboratory rodent studies. *Kasetsart University Press*, 2011, p. 1-56 DOI: 10.13140/RG.2.1.1208.0484
- HUGOT, J. P. Les syphaciinae (Oxyuridae, Nematoda) Parasites de rongeurs et de lagomorphes: un exemple de co-evolution hôte-parasite. *Bulletin de la Société zoologique de France*, 1991, vol. 116, nº 1, p. 57-62.

- HUGOT, J. P. y QUENTIN, J. C. Etude morphologique de six espèces nouvelles ou peu connues appartenant au genre *Syphacia* (Oxyuridae, Nematoda), parasites de Rongeurs Cricétidés et Muridés. *Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle*, 1985, vol. 4, p. 383-400.
- HUGOT, Jean-Pierre. Les nématodes Syphaciinae parasites de Rongeurs et de Lagomorphes. Taxinomie. Zoogéographie. Évolution. Mémoires du Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris, 1988, vol. 141, Série A, Zoologie, p. 1-148.
- HUGOT, Jean-Pierre; BAUJARD, Pierre y MORAND, Serge. Biodiversity in helminths and nematodes as a field of study: an overview. *Nematology*, 2001, vol. 3, n° 3, p. 199-208.
- IBÁÑEZ, N. Nuevo nemátodo parásito de ratas de Trujillo, *Protospirura chanchanensis* sp. n. (Nematoda: Spiruridea). *Boletín Chileno de Parasitología*, 1966, vol. 2 p. 34-37.
- IRVINE, R. Parasites and the dynamics of wild mammal populations. *Animal Science*, 2006, vol. 82, n° 6, p. 775. DOI: 10.1017/ASC2006106
- JAYAT, Pablo; ORTIZ, Pablo; SALAZAR-BRAVO, Jorge; PARDINAS, Ulyses, y D'ELÍA, Guillermo. The *Akodon boliviensis* species group (Rodentia: Cricetidae: Sigmodontinae) in Argentina: species limits and distribution, with the description of a new entity. *Zootaxa*, 2010, vol. 2409, n° 1, pp. 61.
- JIMÉNEZ, Agustín; GARDNER, Scott y NOTARNICOLA, Juliana. Nematodes Associated with Mammals in the Great American Biotic Interchange (GABI). *Oecologia Australis*, 2017, vol. 21, n° 1. p. 1-16. DOI: 10.4257/oeco.2017.2101.01
- JIMÉNEZ, Carlos F.; PACHECO, Víctor. A new species of grass mouse, genus *Akodon* Meyen, 1833 (Rodentia, Sigmodontinae), from the central Peruvian

Yungas. *Therya*, 2016, vol. 7, nº 3, p. 449-464. DOI: 10.12933/therya-16-336 ISSN 2007-3364

JIMENEZ, Carlos; PACHECO, Victor y VIVAS, Dan. An introduction to the systematics of *Akodon orophilus* Osgood, 1913 (Rodentia: Cricetidae) with the description of a new species. *Zootaxa*, 2013, vol. 3669, nº 3, p. 223-242. DOI: 10.11646/zootaxa.3669.3.2

JUSTINE, Jean-Lou; BRIAND, Marine y BRAY, Rodney. A quick and simple method, usable in the field, for collecting parasites in suitable condition for both morphological and molecular studies. *Parasitology research*, 2012, vol. 111, nº 1, p. 341-351. DOI: 10.1007/s00436-012-2845-6

KEESING, Felicia et al. Hosts as ecological traps for the vector of Lyme disease. *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences*, 2009, vol. 276, nº 1675, p. 3911-3919. DOI: 10.1098/rspb.2009.1159

KING, K. C. et al. Impacts of agriculture on the parasite communities of northern leopard frogs (*Rana pipiens*) in southern Quebec, Canada. *Parasitology*, 2007, vol. 134, nº 14, p. 2063-2080. DOI: 10.1017/S0031182007003277

KREIS, H. A. Beitrage zur Kenntnis parasitischer Nematoden. VII. Parasitische Nematoden der schweizerischen wissenschaftlichen Expedition nach Angola (Afrika) im Jahre 1932. *Zentralblatt fur Bakteriologie, Parasitenkunde, Infektionskrankheiten und Hygiene Abteilung I*, 1938, vol. 142 p. 90-105.

KUHNEN, V.; GRAIPEL, M. y PINTO, C. Differences in richness and composition of gastrointestinal parasites of small rodents (Cricetidae, Rodentia) in a continental and insular area of the Atlantic Forest in Santa Catarina state, Brazil. *Brazilian*

*Journal of Biology*, 2012, vol. 72, n° 3, p. 563-567. DOI: 10.1590/S1519-69842012000300019

LARESCHI, Marcela; NOTARNICOLA, Juliana; NAVA, Santiago y NAVONE, Graciela. Parasite community (arthropods and filarioids) associated with wild rodents from the marshes of La Plata River, Argentina. *Comparative Parasitology*, 2007, vol. 74, n° 1, p. 141-147. DOI: 10.1654/4208.1

LARESCHI, Marcela; NOTARNICOLA, Juliana; NAVONE, Graciela y LINARDI, Pedro. Arthropod and filarioid parasites associated with wild rodents in the northeast marshes of Buenos Aires, Argentina. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 2003, vol. 98, n° 5, p. 673-677. DOI: 10.1590/S0074-02762003000500015

LARESCHI, Marcela y VELAZCO, Paúl M. Laelapinae Mites (Acari: Parasitiformes: Laelapidae) Parasitic of Sigmodontine Rodents from Northern Peru, with the Description of a New Species from *Akodon aerosus* (Rodentia: Cricetidae: Sigmodontinae). *The Journal of parasitology*, 2013, vol. 99, n° 2, p. 189-193.

LENT, Herman y FREITAS, J. F. Novo parasito de *Agouti paca* (L.): (Nematoda: Strongyloidea). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 1936, vol. 31, n° 2, p. 357-359.

LICHTENFELS, Ralph, et al. Two new species of *Pterygodermatites* (*Paucipectines*) Quentin, 1969 (Nematoda: Rictulariidae) with a key to the species from North American rodents. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 1970, vol. 37, n° 1, p. 94-101.

LIU, Dongyou. Molecular detection of human parasitic pathogens. CRC Press, 2012, pp. 895. ISBN 9781439812426

- MARGOLIS, L.; ESCH, G.; HOLMES, J.; KURIS, A. y SCHAD, G. The use of ecological terms in parasitology (report of an ad hoc committee of the American Society of Parasitologists). *The Journal of Parasitology*, 1982, vol. 68, n° 1, p. 131-133. DOI: 10.2307/3281335
- MILLS, James; CHILDS, James; KSIAZEK, Thomas; PETERS, C. y VELLECA, Wallis. Métodos para trampeo y muestreo de pequeños mamíferos para estudios virológicos, 1998, pp. 64.
- MIÑO, M. H. Infection pattern of the spirurid nematode *Protospirura numidica criceticola* in the cricetid rodent *Akodon azarae* on poultry farms of central Argentina. *Journal of helminthology*, 2008, vol. 82, n° 2, p. 153-158. DOI: 10.1017/S0022149X08912396
- MIÑO, M. H.; ROJAS, E. J.; NOTARNICOLA, Juliana; ROBLES, María del Rosario y NAVONE, Graciela. Diversity of the helminth community of the Pampean grassland mouse (*Akodon azarae*) on poultry farms in central Argentina. *Journal of helminthology*, 2012, vol. 86, n° 01, p. 46-53. DOI: 10.1017/S0022149X10000945
- MIÑO, M. H.; Rojas, E. J.; NOTARNICOLA, J. y HODARA, K. Helminth community from Azara's grass mouse (*Akodon azarae*) in three habitats with different land use in farming systems of Argentina. *Journal of helminthology*, 2018, p. 1-8. DOI: 10.1017/S0022149X18000032
- MORALES, Marí; UBELAKER, John y GARDNER, Scott. A new genus and species of lungworm (Nemata: Metastrongyloidea) from *Akodon mollis* Thomas, 1894 (Rodentia: Cricetidae) in Peru. *Journal of Parasitology*, 2012, vol. 98, n° 3, p. 612-616. DOI: 10.1645/JP-GE-2440.1



- MORAND, Serge; BOUAMER, Salah y HUGOT, Jean-Pierre. 4 Nematodes. *Micromammals and Macroparasites: From Evolutionary Ecology to Management*, 2007, pp. 63.
- MYERS, Philip; PATTON, James y SMITH, Margaret. A review of the boliviensis group of *Akodon* (Muridae: Sigmodontinae), with emphasis on Peru and Bolivia. *Miscellaneous Publications Museum of Zoology, University of Michigan*, 1990, n° 177.
- NAVONE, Graciela., *et al.* Arthropods and helminths assemblage in Sigmodontine Rodents from wetlands of the Rio de la Plata, Argentina. *Mastozoología Neotropical*, 2009, vol. 16, n° 1, p. 121-133.
- NOBLECILLA, Maggie C. y PACHECO, Víctor. Dieta de roedores sigmodontinos (Cricetidae) en los bosques montanos tropicales de Huánuco, Perú. *Revista Peruana de Biología*, 2012, vol. 19, n° 3, p. 317-322.
- NOTARNICOLA, Juliana; DIGIANI, María Celina y LÓPEZ, Pablo Martín. Redescriptions of the nematodes *Litomosoides patersoni* (Mazza, 1928) (Onchocercidae) and *Stilestrongylus stilesi* Freitas, Lent, and Almeida, 1937 (Heligmonellidae) parasites of *Holochilus chacarius* (Rodentia, Cricetidae) from Salta, Argentina. *Journal of Parasitology*, 2010, vol. 96, n° 5, p. 993-1001.
- ORTLEPP, R. J. On a collection of helminths from Dutch Guiana. *Journal of Helminthology*, 1924, vol. 2, p. 15–20.
- PACHECO, Víctor, *et al.* Diversidad y endemismo de los mamíferos del Perú. *Revista peruana de biología*, 2009, vol. 16, n° 1, p. 5-32.

- PANISSE, Guillermo; ROBLES María del Rosario; DIGIANI María; NOTARNICOLA Juliana; GALLIARI Carlos y NAVONE Graciela. Description of the helminth communities of sympatric rodents (Muroidea: Cricetidae) from the Atlantic Forest in northeastern Argentina. *Zootaxa*, 2017, vol. 4337, nº 2, p. 243-262. DOI: 10.11646/zootaxa.4337.2.4
- PANISSE, Guillermo y DIGIANI, María Celina. A new species of *Stilestrongylus* (Nematoda, Heligmonellidae) from the Atlantic Forest of Misiones, Argentina, parasitic in *Euryoryzomys russatus* (Cricetidae, Sigmodontinae). *Parasitology research*, 2018, vol. 117, nº 4, p. 1205-1210. DOI: 10.1007/s00436-018-5801-2
- PFAFFENBERGER, G. S., y BEST, T. L. *Trichuris elatoris* sp. n. (Nematoda: Trichuridae) from the Texas kangaroo rat (*Dipodomys elator*). *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 1989, vol. 56, p. 76–81.
- PANTI-MAY, Jesús Alonso; DEL ROSARIO ROBLES, María. A new species of *Trichuris* Roederer, 1761 (Nematoda: Trichuridae) from *Heteromys gaumeri* Allen & Chapman (Rodentia: Heteromyidae) in Yucatan, Mexico. *Systematic parasitology*, 2016, vol. 93, nº 7, p. 721-730.
- PINTO, C. *Viannella travassosi* n. sp. de Trichostrongylideo parasita de preá (*Cavia aperea*) do Brasil. *O. campo*, 1935, vol. 06, pp. 39.
- POULIN, Robert y MORAND, Serge. The diversity of parasites. *Quarterly Review of Biology*, 2000, p. 277-293. DOI: 10.1086/393500
- POULIN, Robert y LEUNG, Tommy. Latitudinal gradient in the taxonomic composition of parasite communities. *Journal of helminthology*, 2011, vol. 85, nº 3, p. 228-233. DOI: 10.1017/S0022149X10000696

- PÜTTKER, Thomas; MEYER-LUCHT, Yvonne y SOMMER, Simone. Effects of fragmentation on parasite burden (nematodes) of generalist and specialist small mammal species in secondary forest fragments of the coastal Atlantic Forest, Brazil. *Ecological Research*, 2008, vol. 23, n° 1, p. 207-215. DOI 10.1007/s11284-007-0366-z
- QUENTIN, J. Description de *Syphacia* (*Syphacia*) *alata* n. sp., oxyure parasite du rongeur cricetidae *Zygodontomys lasiurus* (Lund, 1839). *Bulletin du Muséum National D'Histoire Naturelle*, 1968, vol. 2, n° 4, p. 807-813.
- QUENTIN, J.; KARIMI, Y. y DE ALMEIDA, C. *Protopirura numidica criceticola*, n. subsp. parasite de rongeurs cricetidae du Brésil. Cycle évolutif. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, 1968, vol. 43, n° 5, p. 583-596.
- QUENTIN, J. Etude de nématodes *Syphacia* parasites de Rongeurs Cricetidae sud-américains et de leurs corrélations biogéographiques avec certaines espèces néartiques. *Bulletin du Muséum National D'Histoire Naturelle*, 1969(a), vol. 2, n. série 4, p. 909-925.
- QUENTIN, Jean Claude. Essai de classification des nématodes rictulaires. *Mémoires du Muséum National d'Histoire Naturelle*, 1969(b), vol. 54, p. 55–115.
- QUENTIN, J. y KINSELLA, John. Etude de trois espèces d 'Oxyures *Syphacia* parasites de Rongeurs Cricétidés nord-américains. In: *Annales de Parasitologie*, 1972. p. 717-733.
- QUENTIN, J; BABERO, B. y CATTAN, P. Helminthofaune du Chili. V *Syphacia* (*Syphacia*) *phyllostios* n. sp., nouvel Oxyure parasite dun Rongeur Cricétidé au Chili. *Bulletin du Muséum National D'Histoire Naturelle*, 1979, vol. 4, p. 323-327.

- READ, C. P. *Trichuris dipodomis*, n. sp., from Ord's kangaroo rat. Proceedings of the *Helminthological Society of Washington*, 1956, vol. 23, pp. 119.
- READ, A. F. y SHARPING, A. The evolution of tissue migration by parasitic nematode larvae. *Parasitology*, 1995, vol. 111, nº 3, p. 359-371.
- RIBAS, Alexis, et al. *Protospirura siamensis* n. sp. (Nematoda: Spiruridae) from rodents in Thailand. *Systematic parasitology*, 2012, vol. 82, nº 1, p. 21-27.
- ROBLES, María del Rosario y NAVONE, Graciela T. New host records and geographic distribution of species of *Trichuris* (Nematoda: Trichuriidae) in rodents from Argentina with an updated summary of records from América. *Mastozoología neotropical*, 2014, vol. 21, nº 1, p. 67-78.
- ROBLES, María del Rosario y NAVONE, Graciela Teresa. A new species of *Syphacia* (Nematoda: Oxyuridae) from *Akodon azarae* (Rodentia: Cricetidae) in Argentina. *Journal of Parasitology*, 2007, vol. 93, nº 2, p. 383-390. DOI: 10.1645/GE-1048R.1
- ROBLES, María del Rosario y NAVONE, Graciela. Redescription of *Trichuris laevitesticis* (nematoda: trichuridae) from *Akodon azarae* and *Scapteromys aquaticus* (sigmodontinae: cricetidae) in Buenos Aires province, Argentina. *Journal of Parasitology*, 2006, vol. 92, nº 5, p. 1053-1057. DOI: 10.1645/GE-827R.1
- ROBLES, María del Rosario. La importancia de los nematodos Syphaciini (Syphaciinae-Oxyuridae) como marcadores específicos de sus hospedadores. *Mastozoología neotropical*, 2010, vol. 17, nº 2, p. 305-315.

- ROBLES, María del Rosario. New Species of *Trichuris* (Nematoda: Trichuridae) from *Akodon montensis* Thomas, 1913, of the Paranaense Forest in Argentina. *The Journal of parasitology*, 2011, vol. 97, nº 2, p. 319-327. DOI: 10.1645/GE-2434.1
- ROBLES, María del Rosario. Nematodes oxyuridae, trichuridae y capillariidae en roedores akodontini (Cricetidae: sigmodontinae) de la cuenca del Plata, Argentina: su importancia en la interpretación de las relaciones parásito-hospedador-ambiente. 2008. Tesis Doctoral. Facultad de Ciencias Naturales y Museo. 269pp.
- ROBLES, María del Rosario; CARBALLO, María Cecilia y NAVONE, Graciela T. A new species of *Liniscus* (Nematoda: Trichuridae) from *Oxymycterus rufus* and *Akodon azarae* (Cricetidae: Sigmodontinae) in Buenos Aires Province, Argentina. *Journal of Parasitology*, 2008, vol. 94, nº 4, p. 909-917. DOI: 10.1645/GE-1375.1
- ROBLES, María del Rosario; KINSELLA, John; GALLIARI, Carlos y NAVONE Graciela. New host, geographic records, and histopathologic studies of *Angiostrongylus* spp (Nematoda: Angiostrongylidae) in rodents from Argentina with updated summary of records from rodent hosts and host specificity assessment. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 2016, vol. 111, nº 3, p. 181-191. DOI: 10.1590/0074-02760150371
- ROBLES, María del Rosario; PERFUMO, Carlos; KINSELLA, John y NAVONE, Graciela. Histopathology associated with angiostrongylosis in *Akodon* species (Rodentia: Sigmodontinae) from Sierra de la Ventana, Buenos Aires, Argentina. *The Journal of parasitology*, 2012, vol. 98, nº 6, p. 1133-1138. DOI: 10.1645/GE-3128.1
- ROBLES, Maria; NAVONE, Graciela y KINSELLA, John. A new angiostrongylid (Nematoda) species from the pulmonary arteries of *Akodon azarae* (Rodentia: Cricetidae) in Argentina. *Journal of Parasitology*, 2008, vol. 94, nº 2, p. 515-519. DOI: 10.1645/GE-1340.1

- ROSSIN, M. Alejandra; MALIZIA, Ana I. Redescription of *Trichuris pampeana* (Nematoda: Trichuridae) from the South American subterranean rodent *Ctenomys talarum* Thomas, 1898 (Rodentia: Octodontidae). *Journal of Parasitology*, 2005, vol. 91, nº 1, p. 127-130.
- SARMIENTO, Luz; TANTALEÁN, Manuel y HUIZA, Alina. Nemátodos parásitos del hombre y de los animales en el Perú. *Revista peruana de parasitología*, 1999, vol. 14, p. 9-65
- SEURAT, L. G. Sur un nouveau Spiroptère du chat ganté. *C. r. Séanc. Soc. Biol.*, 1914, vol. 11 p. 344.
- SIMÕES, R.; SOUZA, J; MALDONADO, A y J. LUQUE, J. Variation in the helminth community structure of three sympatric sigmodontine rodents from the coastal Atlantic Forest of Rio de Janeiro, Brazil. *Journal of Helminthology*, 2011, vol. 85, nº 2, p. 171-178. DOI: 10.1017/S0022149X10000398
- SIMÕES, Raquel; LUQUE, José y MALDONADO, Arnaldo. Additional data on the synopse of *Stilestrongylus aculeata* (Travassos, 1918) and *Stilestrongylus eta* (Travassos, 1937)(Heligmonellidae) parasitic in *Akodon montensis* (Sigmodontinae) from the Atlantic Forest. *Journal of Parasitology*, 2014, vol. 100, nº 1, p. 151-153. DOI: 10.1645/12-88.1
- SIMÕES, Raquel; MALDONADO-JÚNIOR, Arnaldo y LUQUE, José. Helminth communities in three sympatric rodents from the Brazilian Atlantic Forest: contrasting biomass and numerical abundance. *Brazilian Journal of Biology*, 2012, vol. 72, nº 4, p. 909-914. DOI: 10.1590/S1519-69842012000500018

- SMALES, L. R. *Protospirura kaindiensis* n. sp. (Spirura: Spiruridae) and other helminths from *Pseudohydromys* (Muridae: Hydromyinae) from Papua New Guinea. *Journal of Parasitology*, 2001, vol. 87, nº 1, p. 169-172.
- SMALES, L. R.; HARRIS, P. D. y BEHNKE, J. M. A redescription of *Protospirura muricola* Geddoelst, 1916 (Nematoda: Spiruridae), a parasite of murid rodents. *Systematic Parasitology*, 2009, vol. 72, nº 1, p. 15.
- SMITH, Margaret y PATTON, James. Molecular phylogenetics and diversification of south american grass mice, genus *akodon* la filogenética molecular y la diversificación de los ratones campestres de sudamérica del genero *akodon*. The quintessential naturalist: honoring the life and legacy of Oliver P. Pearson, 2014, vol. 134, p. 827. DOI: 10.1525/california/9780520098596.003.0024
- SOLARI, Sergio. Trophic relationships within a highland rodent assemblage from Manu National Park, Cusco, Peru relaciones tróficas dentro de un ensamble de roedores de altura en el Parque Nacional del Manu, Cusco, Perú. The quintessential naturalist: honoring the life and legacy of Oliver P. Pearson, 2007, vol. 134, p. 225.
- SOUZA, Joyce, *et al.* A new metastrongilid species (Nematoda: Metastrongylidae): A lungworm from *Akodon montensis* (Rodentia: Sigmodontinae) in Brazil. *Journal of Parasitology*, 2009, vol. 95, nº 6, p. 1507-1511. DOI: 10.1645/GE-2013.1
- SPASSKI, A. A., *et al.* The helminth fauna of wild mammals in the region of Lake Baikal. *Trudy Gel'mintologicheskoi Laboratorii. Akademiya Nauk SSSR*, 1952, vol. 6, p. 85-113.
- SURIANO, D. y NAVONE, G. Systematics and ecology of *Stilestrongylus freitasi* Durette-Desset, 1968 and *Hassalstrongylus multiovatus* n. sp. (Nematoda:

- Nippostrongylinae) from *Akodon simulator* (Cricetidae) in Tucumán (Argentina). *Res Rev Parasitol.*, 1992, vol. 52, p. 51-55.
- SURIANO, D. y NAVONE, G. Three new species of the genus *Trichuris* Roederer, 1761 (Nematoda: Trichuridae) from Cricetidae and Octodontidae rodents in Argentina. *Research and Reviews in Parasitology*, 1994, vol. 54, p. 39-46.
- SUTTON, Carola, *et al.* Contribution to the knowledge of Argentina's parasitological fauna. XVII Spirurida (Nematoda) from neotropical Cricetidae: *Physaloptera calhuensis* n sp and *Protopirura numidica criceticola* Quentin, Karimi and Rodriguez de Almeida. *Bull Mus Nat Hist nat Paris*, 1989, vol. 4, p. 61-7.
- SUTTON C.A. & DURETTE-DESSET M.C. Nippostrongylinae (Nematoda: Trichostrongyloidea) parasites d' *Oryzomys flavescens* en Argentine et en Uruguay. *Revue Suisse de Zoologie*, 1991, vol. 98, p. 535-553.
- TANTALEÁN, Manuel y CHAVEZ, John. Wild animals endoparasites (Nemathelminthes and Platyhelminthes) from the Manu Biosphere Reserve, Peru: Endoparasitos (Nemathelminthes y Platyhelminthes) de animales de vida silvestre de la Reserva de Biósfera del Manu, Perú. *Revista Peruana de Biología*, 2004, vol. 11, nº 2, p. 219-222.
- TINER, Jack D. Two new species of *Trichuris* from North America, with redescription of *Trichuris opaca* and *Trichuris leporis* (Nematoda: Aphasmodia). *The Journal of parasitology*, 1950, vol. 36, nº 4, p. 350-355.
- TOMPKINS, David; GREENMAN, J. y HUDSON, Peter. Differential impact of a shared nematode parasite on two gamebird hosts: implications for apparent competition. *Parasitology*, 2001, vol. 122, nº 02, p. 187-193. DOI: 10.1017/S0031182001007247



- TRAVASSOS, Lauro. Contribuições para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 1915, vol. 7, nº 2, p. 146-172.
- TRAVASSOS Lauro. Trichostrongylidae Brasileiros. *Revista da Sociedade Brasileira de Ciencias*, 1918, vol. 3, p. 191–205.
- TRAVASSOS, Lauro. Contribuições para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira. XIII. Ensaio monográfico da família Trichostrongylidae Laiper, 1912. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 1921, vol. 13, nº 1. p. 1-135.
- TRAVASSOS, Lauro. Contribuição ao conhecimento da phylogenia dos Oxyuroidea (Nematoda). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 1937(a), vol.32, nº 4, p.607-613. ISSN 0074-0276.
- TRAVASSOS, Lauro. Revisã o da familia Trichostrongylidae Leiper, 1912. Rio de Janeiro, *Monografia do Instituto Oswaldo Cruz*, 1937(b), pp. 512.
- VICENTE, Joaquim, *et al.* Contribuição ao conhecimento da fauna helmintológica de mamíferos da Ilha de Santa Catarina, SC. *Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro*, 1987, vol. 27, p. 5-8.
- VUYLSTEKE, C. Mission de Zoologie médicale au Maniema (Congo, Léopoldville) (P. L. G. Benoit, 1959). 3. Vermes — Nematoda. *Annales du Musee Royal de l'Afrique Centrale*, 1964, vol. 132, Serie 8, Zoologie, p. 41-66.
- WANG, P. Q.; ZHAO, Y. R. y CHING, C. C. On some nematodes from vertebrates in south China. *Fujian Shida Xuebao*. 1978, vol. 2, p. 75-90.
- WINDSOR, Donald. Controversies in parasitology, most of the species on earth are parasites. *International journal for parasitology*, 1998, vol. 28, nº 12, p. 1939-1941. DOI: 10.1016/S0020-7519(98)00153-2.

YOKOHATA, Y. y ABE, H. Two new spirurid nematodes in Japanese moles, *Mogera spp.*  
*Japanese Journal of Parasitology*, 1989, vol. 38, p. 92-99.

YOYOTTE, Elena. Etude de huit nematodes parasites de vertebres du Venezuela et de la  
Colombie. *Bulletin du Muséum national d'Histoire naturelle, Zoologie*, 1972, vol. 35,  
p. 477-498.

# **ANEXOS**

**ANEXO 1.** Área de muestreo en la región de Amazonas y en la región de Arequipa.



ACP Huiquilla – Región de Amazonas



Provincia de Caylloma – Región de Arequipa

**ANEXO 2.** Datos morfométricos de los hospederos colectados.

*Akodon orophilus*

CÓDIGO DE COLECTA		ESPECIE	SEXO	MEDIDAS	Distrito	LOCALIDAD	ELEVACIÓN
VPT	4499	<i>A. orophilus</i>	h	183-84-21-17=21g	Longuita	ACP Huiquilla	2781m
VPT	4501	<i>A. orophilus</i>	h	176-75-24-17.5=24.5g	Longuita	ACP Huiquilla	2781m
VPT	4502	<i>A. orophilus</i>	m	198-88.5-24-12.5=?	Longuita	ACP Huiquilla	2850m
VPT	4505	<i>A. orophilus</i>	m	189-81-23-18=26.2g	Longuita	ACP Huiquilla	2850m
VPT	4507	<i>A. orophilus</i>	m	182-80-22-17=24.5	Longuita	ACP Huiquilla	2858m
VPT	4508	<i>A. orophilus</i>	m	156-70-22-15=16g	Longuita	ACP Huiquilla	2858m
VPT	4509	<i>A. orophilus</i>	m	155-70-24-18=13g	Longuita	ACP Huiquilla	2858m
VPT	4510	<i>A. orophilus</i>	m	164-74-21-17=19.5g	Longuita	ACP Huiquilla	2860m
VPT	4512	<i>A. orophilus</i>	h	170-77-21-15=18.5g	Longuita	ACP Huiquilla	2860m
VPT	4514	<i>A. orophilus</i>	h	186-86-21-16=23g	Longuita	ACP Huiquilla	3085m
VPT	4515	<i>A. orophilus</i>	h	185-83-22-16=21g	Longuita	ACP Huiquilla	3085m
VPT	4516	<i>A. orophilus</i>	h	164-72-22-16.5=21.5	Longuita	ACP Huiquilla	3085m
VPT	4521	<i>A. orophilus</i>	m	186-84-23-17=22g	Longuita	ACP Huiquilla	2781m
VPT	4523	<i>A. orophilus</i>	h	150-67-22-17=19g	Longuita	ACP Huiquilla	2781m
VPT	4525	<i>A. orophilus</i>	m	184-85-24-16=30g	Longuita	ACP Huiquilla	2781m
VPT	4535	<i>A. orophilus</i>	m	193-86-23.5-17=24g	Longuita	ACP Huiquilla	2860m
VPT	4537	<i>A. orophilus</i>	h	196-87-23-16=25g	Longuita	ACP Huiquilla	2860m
VPT	4540	<i>A. orophilus</i>	h	159-72-20-14=23g	Longuita	ACP Huiquilla	2860m
VPT	4543	<i>A. orophilus</i>	h	167-77-23-18=23.5g	Longuita	ACP Huiquilla	2860m
VPT	4547	<i>A. orophilus</i>	h	177-80-23-16=20g	Longuita	ACP Huiquilla	3056m
VPT	4549	<i>A. orophilus</i>	h	159-77-23-15=14g	Longuita	ACP Huiquilla	3056m
VPT	4556	<i>A. orophilus</i>	h	189-87-23-16=19g	Longuita	ACP Huiquilla	2781m
VPT	4557	<i>A. orophilus</i>	h	190-74-22-16=23.5g	Longuita	ACP Huiquilla	2781m
VPT	4558	<i>A. orophilus</i>	h	150-62-23-19=14.25g	Longuita	ACP Huiquilla	2781m
VPT	4561	<i>A. orophilus</i>	h	175-80-23-11=16.5g	Longuita	ACP Huiquilla	2781m
VPT	4565	<i>A. orophilus</i>	h	178-79-23-16=21g	Longuita	ACP Huiquilla	2858m
VPT	4593	<i>A. orophilus</i>	m	193-77-25-18=32.2g	Tingo	Borde derecho del Rio Utcubamba	1825m
VPT	4594	<i>A. orophilus</i>	m	187-85-24-17=24.5g	Tingo	Borde derecho del Rio Utcubamba	1825m
VPT	4595	<i>A. orophilus</i>	m	186-84-22-16.5=33g	Tingo	Borde derecho del Rio Utcubamba	1825m
VPT	4597	<i>A. orophilus</i>	m	189-88-23-21=27g	Tingo	Borde derecho del Rio Utcubamba	1825m
VPT	4599	<i>A. orophilus</i>	m	186-80-23.5-11.5=18g	Tingo	Borde derecho del Rio Utcubamba	1825m
VPT	4601	<i>A. orophilus</i>	m	189-83-24-18=32.2g	Tingo	Borde derecho del	1825m

CÓDIGO DE COLECTA		ESPECIE	SEXO	MEDIDAS	Distrito	LOCALIDAD	ELEVACIÓN
						Rio Utcubamba	
VPT	4602	<i>A. orophilus</i>	h	184-79-22.5-16.5=26.5g	Tingo	Borde derecho del Rio Utcubamba	1825m
VPT	4611	<i>A. orophilus</i>	h	182-82-25.5-19=23.6g	Corosha	Copal	2413m
VPT	4630	<i>A. orophilus</i>	h	220-94-25-18=26.5g	Corosha	Hierba buena	2425m

*Akodon subfuscus*

CÓDIGO DE COLECTA		ESPECIE	SEX	MEDIDAS	LOCALIDAD	ELEVACIÓN	Fecha
MMV	2	<i>A. subfuscus</i>	h	160-66,5-19-15=24g	Cabanaconde	3278m	02 jun 2016
MMV	7	<i>A. subfuscus</i>	m	158-66-19-10=10,9g	Cabanaconde	3278m	02 jun 2016
MMV	17	<i>A. subfuscus</i>	h	158-68-21-13.5=19g	Cabanaconde	3332m	02 jun 2016
MMV	19	<i>A. subfuscus</i>	h	160-71-21-15=17g	Cabanaconde	3332m	02 jun 2016
MMV	21	<i>A. subfuscus</i>	m	148-65-21-15=14g	Cabanaconde	3332m	02 jun 2016
MMV	23	<i>A. subfuscus</i>	h	145-60-20-15=12g	Cabanaconde	3332m	02 jun 2016
MMV	25	<i>A. subfuscus</i>	m	150-63-20-10=18g	Cabanaconde	3332m	02 jun 2016
MMV	26	<i>A. subfuscus</i>	m	156-6821-15=15g	Cabanaconde	3332m	02 jun 2016
MMV	27	<i>A. subfuscus</i>	h	144-58-19-11=12g	Cabanaconde	3278m	03 jun 2016
MMV	28	<i>A. subfuscus</i>	h	152-68-20-11=16g	Cabanaconde	3278m	03 jun 2016
MMV	31	<i>A. subfuscus</i>	h	167-70-20-14=29g	Cabanaconde	3332m	03 jun 2016
MMV	33	<i>A. subfuscus</i>	h	126-54-18-11=12g	Cabanaconde	3332m	03 jun 2016
MMV	34	<i>A. subfuscus</i>	m	142-55-19-14=13g	Cabanaconde	3332m	03 jun 2016
MMV	38	<i>A. subfuscus</i>	h	160-65-20-14=19g	Cabanaconde	3332m	03 jun 2016
MMV	44	<i>A. subfuscus</i>	m	132-56,5-19-12,5=14g	Cabanaconde	3377m	03 jun 2016
MMV	46	<i>A. subfuscus</i>	h	169-71-21-15=24g	Cabanaconde	3377m	03 jun 2016
MMV	56	<i>A. subfuscus</i>	m	142-65-20-15=13g	Cabanaconde	3263m	03 jun 2016
MMV	57	<i>A. subfuscus</i>	h	143-66-21-15=15g	Cabanaconde	3263m	03 jun 2016
MMV	58	<i>A. subfuscus</i>	h	125-60-20-14=11g	Cabanaconde	3263m	03 jun 2016
MMV	61	<i>A. subfuscus</i>	m	145-70-21-15=15g	Cabanaconde	3263m	03 jun 2016
MMV	64	<i>A. subfuscus</i>	h	147-59-20-10=15g	Cabanaconde	3278m	04 jun 2016
MMV	65	<i>A. subfuscus</i>	m	152-62-20-9=17,5	Cabanaconde	3278m	04 jun 2016
MMV	66	<i>A. subfuscus</i>	h	145-62-18-10=15g	Cabanaconde	3278m	04 jun 2016
MMV	69	<i>A. subfuscus</i>	h	152-65-19-10=19g	Cabanaconde	3278m	04 jun 2016
MMV	71	<i>A. subfuscus</i>	h	146-62-17-11=14g	Cabanaconde	3278m	04 jun 2016
MMV	76	<i>A. subfuscus</i>	m	156-66-20-14=18g	Cabanaconde	3332m	04 jun 2016
MMV	85	<i>A. subfuscus</i>	h	166-74-21-14=18g	Cabanaconde	3377m	04 jun 2016
MMV	89	<i>A. subfuscus</i>	h	148-65-20-15=15g	Cabanaconde	3263m	04 jun 2016
MMV	92	<i>A. subfuscus</i>	m	155-65-20-15=22g	Cabanaconde	3263m	04 jun 2016
MMV	95	<i>A. subfuscus</i>	h	144-63-21-16=15g	Cabanaconde	3263m	04 jun 2016

CÓDIGO DE COLECTA		ESPECIE	SEX	MEDIDAS	LOCALIDAD	ELEVACIÓN	Fecha
MMV	96	<i>A. subfuscus</i>	h	174-68-21-18=30g	Cabanaconde	3263m	04 jun 2016
MMV	98	<i>A. subfuscus</i>	h	148-65-20-14=16g	Cabanaconde	3263m	04 jun 2016
MMV	99	<i>A. subfuscus</i>	h	174-75-20-14=17g	Cabanaconde	3263m	04 jun 2016
MMV	101	<i>A. subfuscus</i>	h	137-61-20-13=14g	Pinchollo	3284m	05 jun 2016
MMV	102	<i>A. subfuscus</i>	h	133-56-19-14=12g	Pinchollo	3284m	05 jun 2016
MMV	103	<i>A. subfuscus</i>	m	143-64-20-14=17g	Pinchollo	3284m	05 jun 2016
MMV	105	<i>A. subfuscus</i>	h	147-62-28-24=49g	Pinchollo	3284m	05 jun 2016
MMV	107	<i>A. subfuscus</i>	h	162-75-20-15=25g	Pinchollo	3284m	05 jun 2016
MMV	108	<i>A. subfuscus</i>	h	133-61-21-14=12g	Pinchollo	3284m	05 jun 2016
MMV	109	<i>A. subfuscus</i>	h	135-64-20-13=12g	Pinchollo	3284m	05 jun 2016
MMV	111	<i>A. subfuscus</i>	m	145-65-20-14=16g	Pinchollo	3284m	05 jun 2016
MMV	113	<i>A. subfuscus</i>	m	137-66-21-15=15g	Pinchollo	3284m	05 jun 2016
MMV	119	<i>A. subfuscus</i>	m	136-65-20-14=15g	Pinchollo		05 jun 2016
MMV	120	<i>A. subfuscus</i>	m	150-64-20-13=19g	Pinchollo		05 jun 2016
MMV	122	<i>A. subfuscus</i>	m	143-62-20-15=17g	Pinchollo		05 jun 2016
MMV	123	<i>A. subfuscus</i>	h	139-66-21-14=17g	Pinchollo		05 jun 2016
MMV	126	<i>A. subfuscus</i>	h	147-65-19-10=14,5	Pinchollo	3284m	06 jun 2016
MMV	130	<i>A. subfuscus</i>	h	153-65-20-11=17g	Pinchollo	3284m	06 jun 2016
MMV	133	<i>A. subfuscus</i>	m	140-65-21-15=14g	Pinchollo	3284m	06 jun 2016
MMV	134	<i>A. subfuscus</i>	m	145-60-20-11=15g	Pinchollo	3284m	06 jun 2016
MMV	137	<i>A. subfuscus</i>	m	171-71-18-12=26g	Pinchollo	3284m	06 jun 2016
MMV	138	<i>A. subfuscus</i>	m	141-61-19-10=13g	Pinchollo	3284m	06 jun 2016
MMV	139	<i>A. subfuscus</i>	m	158-69-19-10=20g	Pinchollo	3284m	06 jun 2016
MMV	140	<i>A. subfuscus</i>	m	155-65-19-11=18g	Pinchollo	3284m	06 jun 2016
MMV	142	<i>A. subfuscus</i>	h	170-66-19-15=19g	Pinchollo	3284m	06 jun 2016
MMV	144	<i>A. subfuscus</i>	h	142-62-19-11=14g	Pinchollo	3284m	06 jun 2016
MMV	145	<i>A. subfuscus</i>	m	160-68-20-12=20g	Pinchollo	3284m	06 jun 2016
MMV	149	<i>A. subfuscus</i>	m	171-73-19-12=22g	Pinchollo		06 jun 2016
MMV	150	<i>A. subfuscus</i>	h	135-56-17-11=13g	Pinchollo		06 jun 2016
MMV	152	<i>A. subfuscus</i>	h	135-56-18-10=13,5g	Pinchollo		06 jun 2016
MMV	153	<i>A. subfuscus</i>	m	149-63-19-11=16g	Pinchollo		06 jun 2016
MMV	155	<i>A. subfuscus</i>	h	135-60-19-11=14g	Pinchollo		06 jun 2016
MMV	156	<i>A. subfuscus</i>	h	135-55-18-11=14,5g	Pinchollo		06 jun 2016
MMV	158	<i>A. subfuscus</i>	m	136-55-20-11=16g	Pinchollo		06 jun 2016
MMV	164	<i>A. subfuscus</i>	h	140-60-18-10=15g	Pinchollo		06 jun 2016
MMV	170	<i>A. subfuscus</i>	h	142-60-18-11=13,5g	Pinchollo	3490m	06 jun 2016
MMV	171	<i>A. subfuscus</i>	m	153-68-20-11=18g	Pinchollo	3490m	06 jun 2016
MMV	174	<i>A. subfuscus</i>	m	162-70-20-11=24g	Pinchollo	3490m	06 jun 2016
MMV	176	<i>A. subfuscus</i>	h	155-64-20-11=21g	Pinchollo	3284m	07 jun 2016
MMV	177	<i>A. subfuscus</i>	h	161-68-22-10=16g	Pinchollo	3284m	07 jun 2016

CÓDIGO DE COLECTA		ESPECIE	SEX	MEDIDAS	LOCALIDAD	ELEVACIÓN	Fecha
MMV	178	<i>A. subfuscus</i>	h	149-59-21-12=17g	Pinchollo	3284m	07 jun 2016
MMV	179	<i>A. subfuscus</i>	h	152-61-21-11=17g	Pinchollo	3284m	07 jun 2016
MMV	180	<i>A. subfuscus</i>	h	140-61-19-8=15g	Pinchollo	3284m	07 jun 2016
MMV	181	<i>A. subfuscus</i>	h	151-63-18-10=17g	Pinchollo	3284m	07 jun 2016
MMV	183	<i>A. subfuscus</i>	h	153-65-21-11=15g	Pinchollo	3284m	07 jun 2016
MMV	185	<i>A. subfuscus</i>	h	135-60-19-11=13g	Pinchollo	3284m	07 jun 2016
MMV	186	<i>A. subfuscus</i>	h	149-67-19-10=13g	Pinchollo	3284m	07 jun 2016
MMV	187	<i>A. subfuscus</i>	m	151-69-21-11=12g	Pinchollo	3284m	07 jun 2016
MMV	188	<i>A. subfuscus</i>	h	138-56-21-9=15g	Pinchollo	3284m	07 jun 2016
MMV	189	<i>A. subfuscus</i>	m	161-67-19-11=20g	Pinchollo	3284m	07 jun 2016
MMV	191	<i>A. subfuscus</i>	h	130-54-17-10=12g	Pinchollo	3284m	07 jun 2016
MMV	194	<i>A. subfuscus</i>	h	155-62-21-12=17g	Pinchollo		07 jun 2016
MMV	195	<i>A. subfuscus</i>	m	150-67-19-11=12g	Pinchollo		07 jun 2016
MMV	199	<i>A. subfuscus</i>	h	130-63-20-11=10g	Pinchollo		07 jun 2016
MMV	200	<i>A. subfuscus</i>	h	121-59-19-11=10g	Pinchollo		07 jun 2016
MMV	202	<i>A. subfuscus</i>	h	131-63-19-11=12g	Pinchollo		07 jun 2016
MMV	203	<i>A. subfuscus</i>	m	151-68-21-12=14g	Pinchollo		07 jun 2016
MMV	207	<i>A. subfuscus</i>	h	140-69-19-11=11g	Pinchollo		07 jun 2016
MMV	208	<i>A. subfuscus</i>	h	152-61-21-11=16g	Pinchollo		07 jun 2016
MMV	211	<i>A. subfuscus</i>	h	148-62-21-12=14g	Pinchollo	3490m	07 jun 2016
MMV	215	<i>A. subfuscus</i>	m	139-65-21-12=13g	Pinchollo	3490m	07 jun 2016
MMV	216	<i>A. subfuscus</i>	h	134-61-19-10=12g	Pinchollo	3490m	07 jun 2016
MMV	219	<i>A. subfuscus</i>	h	164-66-20-12=20g	Pinchollo	3490m	07 jun 2016
MMV	220	<i>A. subfuscus</i>	m	139-64-20-11=14g	Pinchollo	3490m	07 jun 2016
MMV	222	<i>A. subfuscus</i>	m	175-69-20-13=21g	Pinchollo	3490m	07 jun 2016
MMV	225	<i>A. subfuscus</i>	h	135-62-20-14=12g	Coporaque	3649m	08 Jun 2016
MMV	228	<i>A. subfuscus</i>	h	131-59-20-13=13g	Coporaque	3649m	08 Jun 2016
MMV	229	<i>A. subfuscus</i>	h	134-56-17-12=14g	Coporaque	3649m	08 Jun 2016
MMV	230	<i>A. subfuscus</i>	h	161-72-21-15=19g	Coporaque	3649m	08 Jun 2016
MMV	235	<i>A. subfuscus</i>	h	140-66-21-14=12g	Coporaque	3660m	08 Jun 2016
MMV	238	<i>A. subfuscus</i>	h	137-64-21-14=13g	Coporaque	3660m	08 Jun 2016
MMV	240	<i>A. subfuscus</i>	m	163-69-20-10=21g	Coporaque	3649m	09 Jun 2016
MMV	241	<i>A. subfuscus</i>	m	161-71-20-12=17g	Coporaque	3649m	09 Jun 2016
MMV	242	<i>A. subfuscus</i>	h	149-57-20-11=14g	Coporaque	3649m	09 Jun 2016
MMV	248	<i>A. subfuscus</i>	h	166-69-21-11=20g	Coporaque	3649m	09 Jun 2016
MMV	249	<i>A. subfuscus</i>	m	145-66-20-11=14g	Coporaque	3649m	09 Jun 2016
MMV	250	<i>A. subfuscus</i>	h	144-64-20-11=18g	Coporaque	3649m	09 Jun 2016
MMV	260	<i>A. subfuscus</i>	h	161-69-21-12=16g	Coporaque	3660m	09 Jun 2016
MMV	261	<i>A. subfuscus</i>	h	129-53-19-10=8g	Coporaque	3660m	09 Jun 2016
MMV	262	<i>A. subfuscus</i>	h	152-67-18-12=16g	Coporaque	3660m	09 Jun 2016



CÓDIGO DE COLECTA		ESPECIE	SEX	MEDIDAS	LOCALIDAD	ELEVACIÓN	Fecha
MMV	264	<i>A. subfuscus</i>	h	151-69-20-11=14g	Coporaque	3567m	09 Jun 2016
MMV	265	<i>A. subfuscus</i>	h	151-61-20-12=16g	Coporaque	3567m	09 Jun 2016
MMV	266	<i>A. subfuscus</i>	m	143-63-20-11=14g	Coporaque	3567m	09 Jun 2016
MMV	267	<i>A. subfuscus</i>	m	161-66-20-11=18g	Coporaque	3567m	09 Jun 2016
MMV	268	<i>A. subfuscus</i>	h	150-59-20-11=15g	Coporaque	3567m	09 Jun 2016
MMV	269	<i>A. subfuscus</i>	m	154-65-20-10=17g	Coporaque	3567m	09 Jun 2016
MMV	271	<i>A. subfuscus</i>	m	145-70-21-15=16g	Coporaque	3567m	09 Jun 2016
MMV	273	<i>A. subfuscus</i>	h	144-68-20-14=16g	Coporaque	3699m	09 Jun 2016
MMV	275	<i>A. subfuscus</i>	h	161-66-21-11=19g	Coporaque	3699m	09 Jun 2016
MMV	277	<i>A. subfuscus</i>	h	161-68-21-11=19g	Coporaque	3699m	09 Jun 2016
MMV	279	<i>A. subfuscus</i>	h	139-65-20-14=14g	Coporaque	3699m	09 Jun 2016
MMV	282	<i>A. subfuscus</i>	m	157-62-19-12=16g	Coporaque	3649m	10 Jun 2016
MMV	283	<i>A. subfuscus</i>	m	166-68-21-10=20g	Coporaque	3649m	10 Jun 2016
MMV	287	<i>A. subfuscus</i>	m	139-61-18-15=16g	Coporaque	3649m	10 Jun 2016
MMV	288	<i>A. subfuscus</i>	h	149-65-18-10=14g	Coporaque	3649m	10 Jun 2016
MMV	298	<i>A. subfuscus</i>	m	151-70-20-12=14g	Coporaque	3567m	10 Jun 2016
MMV	299	<i>A. subfuscus</i>	m	152-66-20-10=14g	Coporaque	3567m	10 Jun 2016
MMV	301	<i>A. subfuscus</i>	h	150-65-19-11=12g	Coporaque	3699m	10 Jun 2016
MMV	305	<i>A. subfuscus</i>	h	180-71-20-12=27g	Coporaque	3699m	10 Jun 2016
MMV	306	<i>A. subfuscus</i>	m	171-67-20-11=20g	Coporaque	3699m	10 Jun 2016
MMV	307	<i>A. subfuscus</i>	h	136-61-18-10=11g	Coporaque	3699m	10 Jun 2016
MMV	316	<i>A. subfuscus</i>	h	156-62-19-14=17g	Sibayo	3725m	12 Jun 2016
MMV	317	<i>A. subfuscus</i>	h	120-56-18-14=9g	Sibayo	3825m	12 Jun 2016
MMV	319	<i>A. subfuscus</i>	h	123-50-18-10=10g	Sibayo	3825m	12 Jun 2016
MMV	320	<i>A. subfuscus</i>	m	128-51-18-12=11g	Sibayo	3825m	12 Jun 2016
MMV	323	<i>A. subfuscus</i>	m	150-71-20-15=15g	Sibayo	3842m	12 Jun 2016
MMV	324	<i>A. subfuscus</i>	h	137-60-18-12=10g	Sibayo	3842m	12 Jun 2016
MMV	325	<i>A. subfuscus</i>	h	135-64-20-14=11g	Sibayo	3842m	12 Jun 2016
MMV	329	<i>A. subfuscus</i>	m	140-60-14-11=12g	Sibayo	3842m	12 Jun 2016
MMV	332	<i>A. subfuscus</i>	m	141-62-20-11=14g	Sibayo	3860m	12 Jun 2016
MMV	333	<i>A. subfuscus</i>	h	142-61-20-12=14g	Sibayo	3860m	12 Jun 2016
MMV	337	<i>A. subfuscus</i>	h	121-55-18-11=9g	Sibayo	3860m	12 Jun 2016
MMV	338	<i>A. subfuscus</i>	h	126-51-18-10=9g	Sibayo	3860m	12 Jun 2016
MMV	344	<i>A. subfuscus</i>	h	147-62-19-13=14g	Sibayo	3860m	12 Jun 2016
MMV	347	<i>A. subfuscus</i>	m	166-73-21-12=19g	Sibayo	3825m	13 Jun 2016
MMV	348	<i>A. subfuscus</i>	h	145-63-20-13=8g	Sibayo	3825m	13 Jun 2016
MMV	349	<i>A. subfuscus</i>	h	[116]-[40]-19-10=13g	Sibayo	3825m	13 Jun 2016
MMV	351	<i>A. subfuscus</i>	h	165-65-19-11=18g	Sibayo	3842m	13 Jun 2016
MMV	353	<i>A. subfuscus</i>	m	135-56-18-10=11g	Sibayo	3842m	13 Jun 2016
MMV	358	<i>A. subfuscus</i>	h	130-50-17-?=8g	Sibayo	3842m	13 Jun 2016

CÓDIGO DE COLECTA		ESPECIE	SEX	MEDIDAS	LOCALIDAD	ELEVACIÓN	Fecha
MMV	359	<i>A. subfuscus</i>	h	145-58-19-11=16g	Sibayo	3842m	13 Jun 2016
MMV	362	<i>A. subfuscus</i>	m	141-59-19-12=13g	Sibayo	3860m	13 Jun 2016
MMV	363	<i>A. subfuscus</i>	h	146-59-19-11=15g	Sibayo	3860m	13 Jun 2016
MMV	365	<i>A. subfuscus</i>	h	144-70-19-10=13g	Sibayo	3860m	13 Jun 2016
MMV	367	<i>A. subfuscus</i>	m	148-60-18-12=15g	Sibayo	3860m	13 Jun 2016
MMV	368	<i>A. subfuscus</i>	m	139-52-20-10=14g	Sibayo	3860m	13 Jun 2016
MMV	369	<i>A. subfuscus</i>	h	129-54-18-11=10g	Sibayo	3860m	13 Jun 2016
MMV	370	<i>A. subfuscus</i>	h	148-61-20-11=15g	Sibayo	3860m	13 Jun 2016
MMV	371	<i>A. subfuscus</i>	m	156-64-19-12=19g	Sibayo	3860m	13 Jun 2016
MMV	372	<i>A. subfuscus</i>	h	130-56-17-11=11g	Sibayo	3725m	14 Jun 2016
MMV	374	<i>A. subfuscus</i>	h	[126]-[48]-20-10=12g	Sibayo	3825m	14 Jun 2016
MMV	380	<i>A. subfuscus</i>	h	151-69-20-13=17g	Sibayo	3860m	14 Jun 2016

### ANEXO 3.

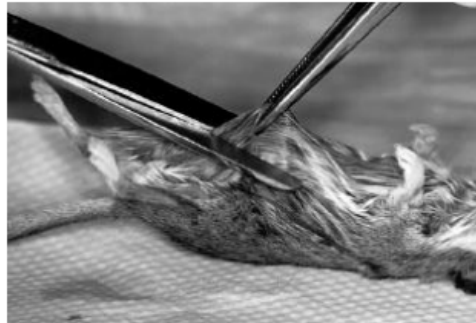
Protocolo de Mills para la obtención de datos reproductivos y medidas estándar de los roedores

#### C. Obtención de datos reproductivos y medidas estándar de roedores

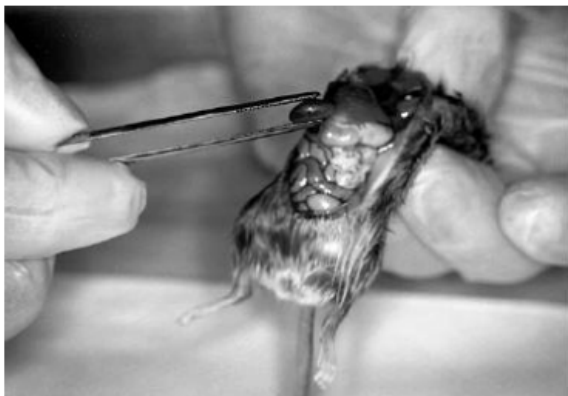
**NOTA:** Los datos deberán compilarse en formularios y registrarse en un documento estandarizado, como el del Anexo 6.

1. Anotar el sexo y la condición reproductiva del animal. Para los machos, los testículos pueden haber descendido dentro del escroto o ser abdominales. Para las hembras, la vagina puede estar perforada o cerrada. Los pezones pueden ser pequeños o estar agrandados, y distinguirse entre lactantes o no lactantes (esto se determina apretando suavemente un pezón entre el pulgar y el dedo índice).
2. La edad del animal puede registrarse (subjetivamente) según las medidas y características de pelaje como juvenil, adulto joven o adulto. En el anexo 6, la edad podría registrarse en la sección de comentarios.
3. Largo total: Colocar el animal sobre una superficie con la parte ventral hacia arriba y sostenerlo de modo que el cuerpo y la cola estén derechos y tirantes pero no estirados. Medir la distancia desde la punta de la nariz a la punta de la parte carnosa de la cola; excluir cualquier pelo que se proyecte más allá de la punta (figura 11a).
4. Largo de la cola: Colocar el animal con la parte ventral hacia abajo y doblar la cola hacia arriba en un ángulo recto. Medir desde la curvatura de la base posterior de la cola hasta la punta de la parte carnosa, excluir los pelos que se proyectan más allá (figura 11b).

5. Colocar la tijera usada en la bandeja con Lysol ®.
6. Sostener el animal con la mano izquierda (para una persona diestra) con el dedo pulgar o índice sobre la parte superior del tórax y llevar el colgajo de piel de adentro hacia afuera, de modo que al arquearse la espalda los órganos queden expuestos y un poco sobresalidos (figura 15).
7. Con una pinza estéril de punta roma y sin dientes, levantar el estómago para poder ver el bazo. Tomar el bazo con la pinza y suavemente tirar para desprenderlo del tejido conjuntivo. No será necesario cortarlo. (No usar la tijera nuevamente una vez que se haya usado para entrar en la cavidad del cuerpo.) Colocar el bazo dentro de un criovial estéril rotulado.
8. Con la misma pinza, tomar los riñones uno por vez, y tirar para desprenderlos (figura 15); colocarlos dentro de un segundo criovial.
9. Tomar con la pinza el diafragma y separarlo para brindar un acceso más claro a la cavidad torácica.
10. Tomar y sacar el corazón. Este puede guardarse en otro criovial o puede simplemente extirparse para proveer acceso más fácil a los pulmones.



*Figura 14. Para realizar la incisión, pellizcar y levantar la piel y la musculatura de la parte inferior del abdomen.*



*Figura 15. Empujar la piel hacia atrás y arquear el animal de modo que los órganos queden expuestos para extraerlos; tomar el órgano con la pinza y tirar suavemente del mesenterio sin cortar.*

11. Colocar la pinza bajo los pulmones en el ápice de la cavidad torácica y tomar los pulmones y la tráquea. Sacar todo este tejido con un movimiento hacia arriba y hacia atrás y colocarlo dentro de un criovial rotulado. En el caso de especies grandes, puede bastar con tomar solamente una parte del pulmón.

12. Con la pinza, tomar una porción de hígado de medida adecuada que quepa dentro del criovial. (No se debe recoger la vesícula biliar con el hígado y habrá que evitar romperla, para no liberar enzimas en la muestra.)

13. Colocar las pinzas usadas en la bandeja con Lysol ®.

**NOTA:**

14. Colocar bien ajustada la tapa de todos los crioviales, rociar los crioviales con

desinfectante y limpiar cualquier resto de sangre o tejido del exterior del criovial. Colocar en hielo seco o nitrógeno líquido los crioviales que contienen sangre y tejidos (figura 16), y guardarlos ordenadamente por tipo

## ANEXO 4. Protocolo de Herbreteau

### 2.5. Dissection

#### 2.5.1. Separation of organs

(Vincent Herbreteau, Yannick Chaval, Jean-François Cosson and Serge Morand)



#### Protocol:

- 1- **Pin the animal ventral side up**, on the **clean dissection board** (Fig. 23A). Avoid holding the animal in one hand, so as to keep your hands clean and to properly cut the organs.
- 2- **Clean the ventrum** with cotton wool soaked with ethanol to avoid introducing hairs in the body and infecting organs (Fig. 23B).
- 3- Pinch and raise the skin with dissecting forceps (Fig. 23C).
- 4- Cut through the body wall muscles just anterior to the genital opening and continue just to one side of the midline on the ventral side until the thoracic cavity (Fig. 23D). Use blunt-end scissors (either two blunt-end scissors or one blunt, one sharp point scissors) to avoid damaging the organs.
- 5- Pull the skin to keep the fur away from the body on each side of the thoracic cavity (Fig. 23E).
- 6- Cut large parts of **lungs** and place them quickly in the cryogenic tubes (Fig. 23F). We recommend keeping some more parts of lungs in another tube filled with RNA later.
- 7- Clean forceps and scissors (bleach + water + ethanol).
- 8- Move the stomach to the left to find the **spleen** beneath (the spleen can be identified by its triangular shape).



Figure 23: Dissection steps A to G (Photos: Herbreteau P.)

**Protocol:**

- 1- **During the dissection**, check each organ for the presence of helminths. Especially check:
  - Liver where *Taenia* and other tapeworm cysts may be present in some species (Fig. 61A). Cysts should be separated and preserved in ethanol (Fig. 61B). If a cyst is opened, slowly and carefully pull the worm out of the cyst, avoiding any damage. Larval tapeworm cysts can also occur freely in body cavities
  - Lungs. Although lungs are collected to screen

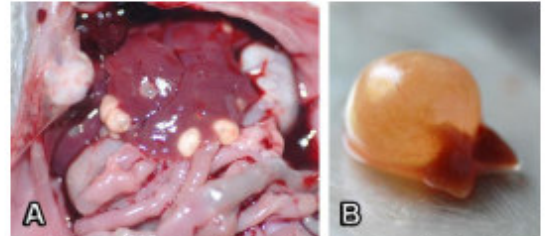


Figure 61: Cysts of cestode (*Taenia taeniaeformis*) isolated from liver (Photo: Herbreteau V.)

for other parasites and pathogens, they should be observed for the eventual presence of *Angiostrongylus* sp.

- Thoracic cavity, where *Filaridae* can be found (Fig. 62).
- 2- **Separate the gastrointestinal tract:** cut the end of rectum before the anus and lift the GI tract (Fig. 63). Carefully cut ligaments connecting the GI tract to the dorsal side of the body cavity. Separate it from the liver and finally cut it from the esophageal sphincter of stomach.
  - 3- **If the gastrointestinal tract cannot be examined the same day,**
    - but within one or two days: GI tract can be kept in a refrigerator and the material remains good enough for microscopical and genetic studies. GI tract should be placed in a small zipper bag, air pressed out.
    - or not in a few days: place the GI in a zipper bag, press air out and freeze (normal freezer is OK). Frozen and later thawed helminth material is perfect for microscopical and genetic work.
    - otherwise (this is the least preferred alternative): place the GI tract in a hermetic plastic box, Falcon tube (Fig. 64 and 65) or even a plastic bag, filled with 80% ethanol as a fixative agent. If possible, ethanol should be changed the next day because released water from GI tissue will dilute the ethanol. Cestode material fixed this way is contracted, not relaxed, and can seldom be used for detailed microscopic morphology (species descriptions).



Figure 62: *Filaria* from the lung cavity (Photo: Herbreteau V.)



Figure 63: Separation of the gastrointestinal tract (Photo: Herbreteau P.)



## ANEXO 5. Protocolo descrito por Justine, 2012

### Method for gastrointestinal parasites (Fig. 1)

Before processing, prepare saline solution. When near to sea, the best is to mix one part of seawater and three parts of tap water (Cribb and Bray 2010). Filtering is unnecessary. Away from the sea, use 0.9% solution of NaCl in water (9 g in 1 l).

#### Step 1: Obtain gastrointestinal tract.

- Open the abdominal cavity, from anus and anteriorly.
- Cut the digestive system at the level of the anus and oesophagus; if necessary, cut additional attachments.
- Extract all organs and put them on a flat container of appropriate size (a Petri dish for small animals, or a plastic tray).
- Discard liver, spleen and pancreas: keep only the tubular digestive system.
- Untangle the intestine (usually better done with fingers than with metal instruments).

#### Step 2: Open gastrointestinal tract.

- Open the whole digestive system longitudinally (from anus to oesophagus, or vice versa, including stomach) with scissors.
- If pyloric caeca are present, try to open at least some of them
- Open gall bladder.
- Discard large undigested food items, especially those found in stomach.
- Drop entire digestive system into a vial of compatible dimensions (from 20 cm<sup>3</sup> for a small host to several litres to a large one).
- Use saline to rinse the dish on which the digestive system has been open and add rinsing liquid to vial.
- Fill about one third of vial with saline.

Step 3: Shake.

- Close vial.
- Vigorously shake vial for about 1 min. You should obtain a coloured and unattractive mix.

Step 4: Decant and clean.

- Fill vial up to top with saline.
- Allow the contents to settle for about 1–2 min.
- Gently incline vial and discard upper three quarters of the mix.
- Check for transparency: if the content is transparent as water, proceed to main step 5.
- If the content is not transparent, fill vial again with saline, wait for settling and carefully discard three quarters of the liquid. Redo this step as many times as necessary.

Step 5: Fix with hot water.

- Gently incline vial and discard almost all liquid, taking care that no solid matter (visible with the naked eye) is discarded.
- Pour near-boiling water in vial, fill.
- Wait at least 1 min.
- For small vials and small hosts, continue process in same vial; for large hosts and vials, transfer contents of large vial to a smaller vial which will be used for storage.

Step 6: Add ethanol.

- Gently incline vial and discard almost all liquid, still taking care that no solids are discarded.
- Add ethanol up to top of vial.
- The ethanol–solids ratio should be higher than 5:1.

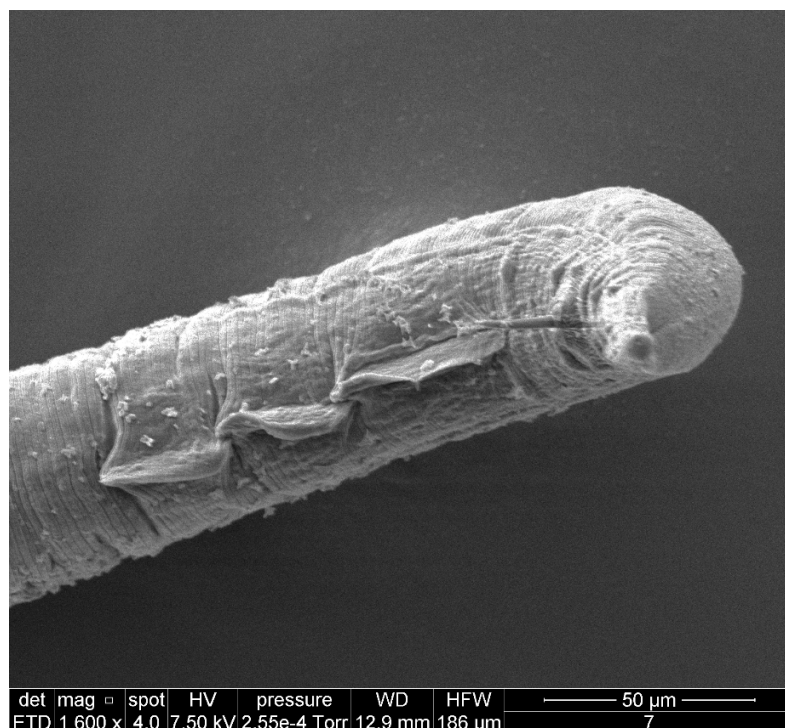
Step 7: Label vial.

- Label vial immediately; labels should be hand-written in pencil on tracing paper (waterproof polyester paper is good, but more expensive) and placed within the vial.
- Computer labels are sometimes damaged by ethanol; use only pencil.
- Avoid external labelling of vials with markers; most are erased by alcohol, which can possibly leak. Labels should be *within* the vial. For information on labelling see Huber (1998).
- The vial should contain a transparent solution, the gut tissue and the label; the gut should not be discarded because some helminths (large digeneans, certain nematodes) remain attached even after the shaking.
- Close vial. You are done.

**ANEXO 6.** Fotos tomadas con el Microscopio Electrónico de Barrido.

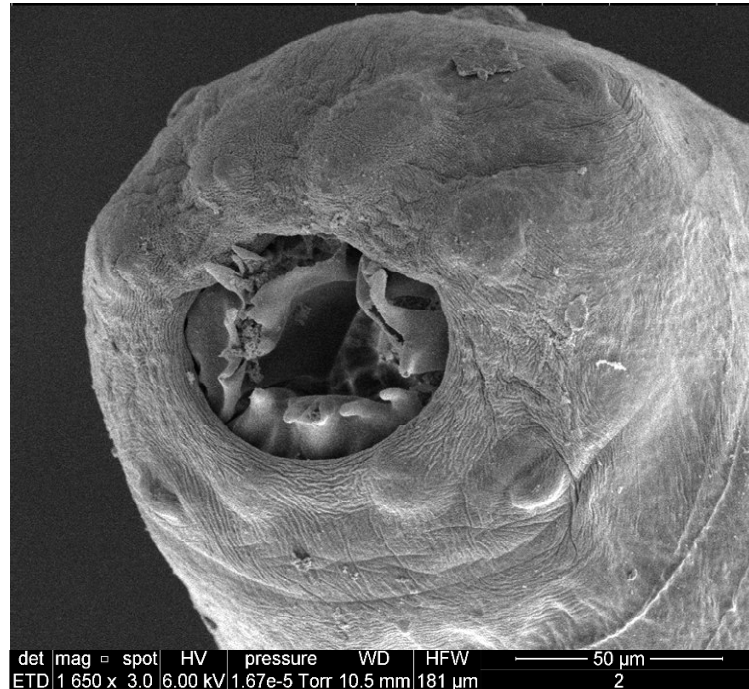


Macho de *Pterygodermatites (P.) azarai*

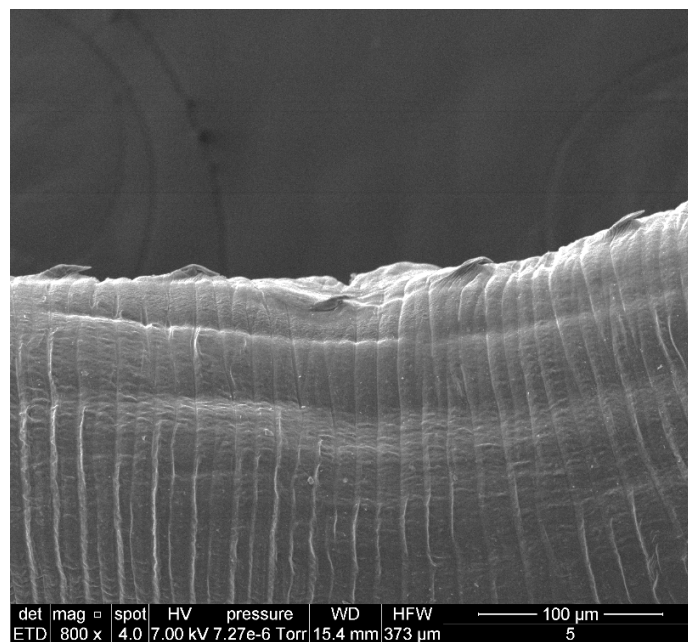


Extremo posterior en macho de *Pterygodermatites (P.) azarai*

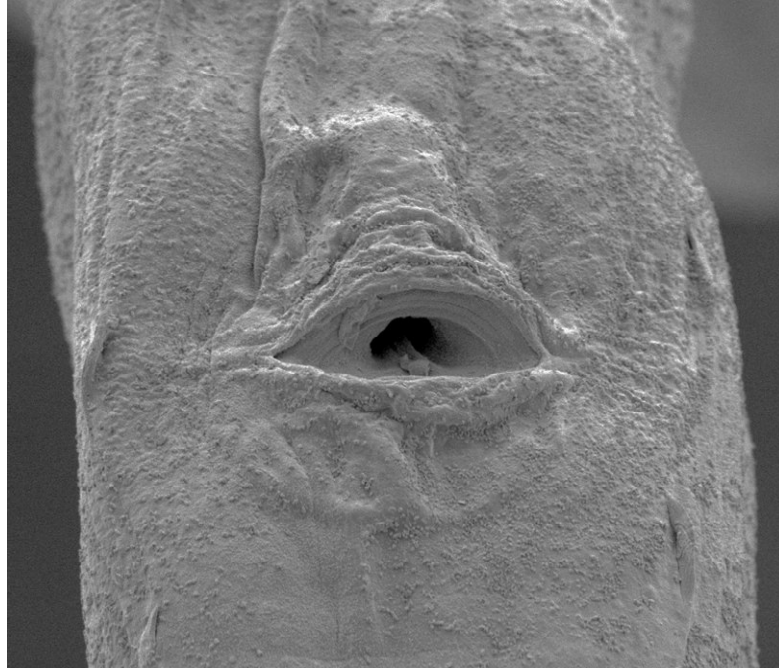




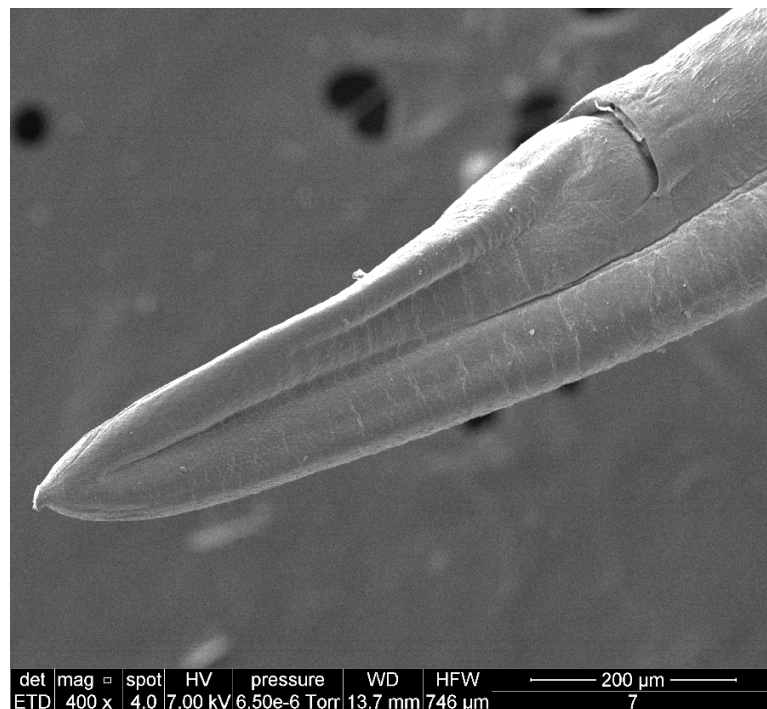
Extremo apical en Hembra de *Pterigodermatites* (*P.*) *sp2*.



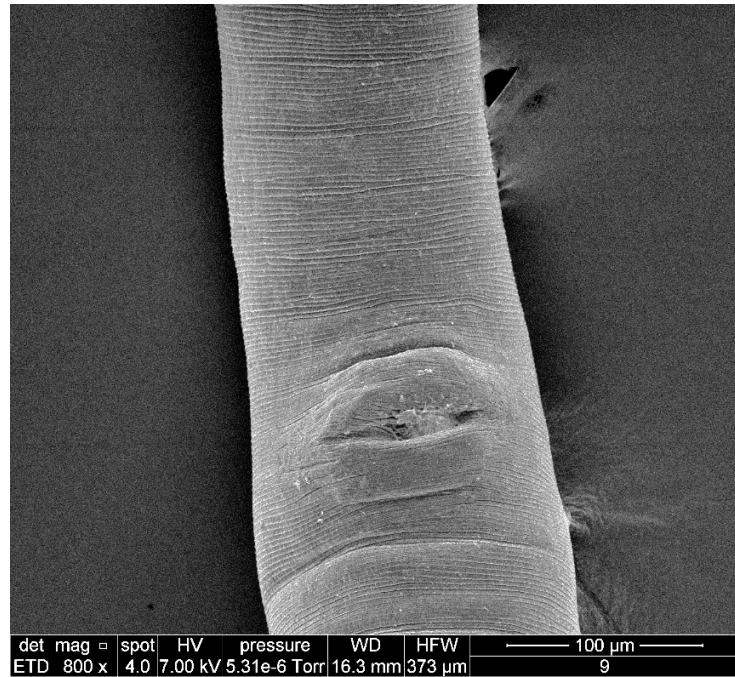
Espinas cuticulares distribuidas longitudinalmente en dos hileras a lo largo del cuerpo de *Pterygodermatites* (*P.*) *sp.*



Vulva en hembra de *Pterygodermatites* (*P.*) *sp.*



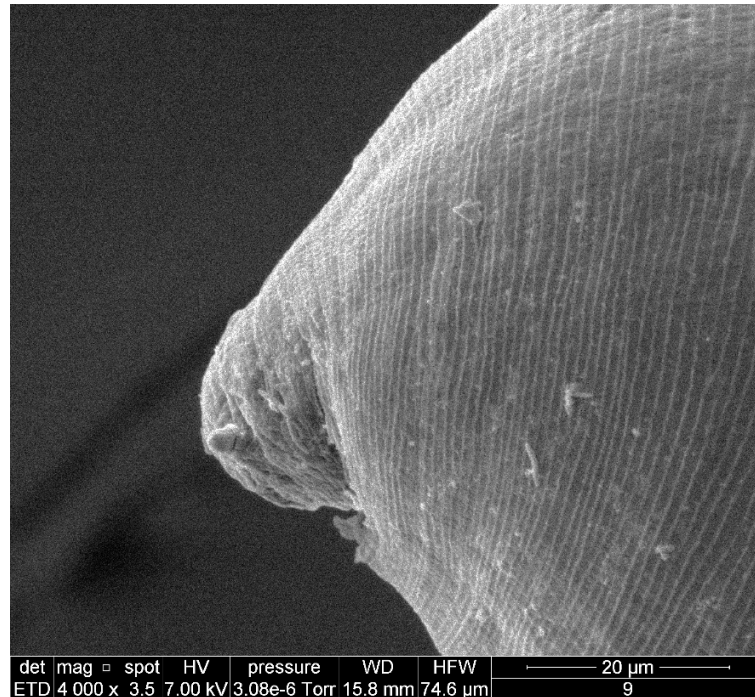
Detalle del ano y el extremo posterior en *Pterygodermatites* (*P.*) *sp.*



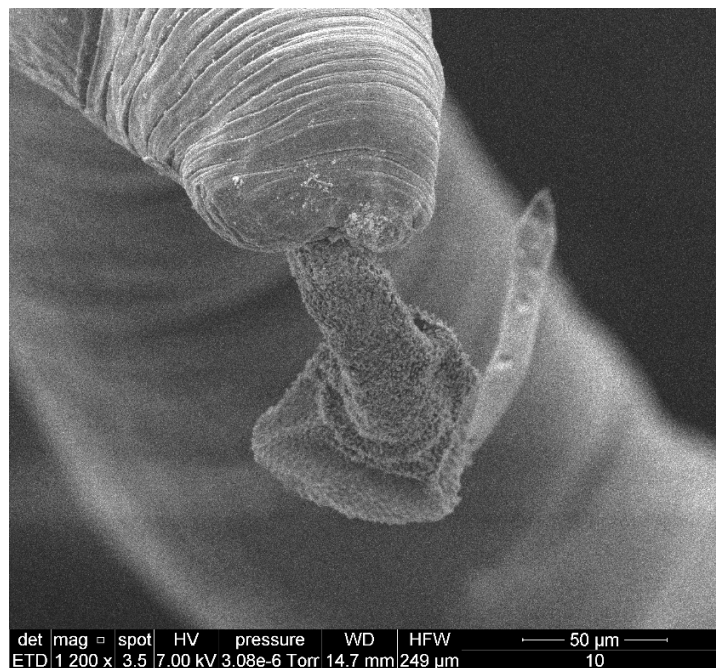
Vulva en *Trichuris* cf. *peromysci*



Detalle de la vulva no protrusiva y sin ornamentaciones en *Trichuris* cf. *peromysci*



Detalle del ano y el extremo apical en *Trichuris* cf. *peromysci*



Espícula y vaina espicular de forma acampanada en macho de *Trichuris* cf. *peromysci*